

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université d'IBN BADIS MOSTAGANEM
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie



Laboratoire de biodiversité et conservation des eaux et des sols pollués
Thèse en vue de l'obtention de diplôme de doctorat
3ème cycle (Doct/LMD)

Domaine : Sciences de la nature et de la vie
Filière : Sciences Biologiques
Spécialité : Phytoremédiation et Réhabilitation des Sites Pollués
Option : Sciences du Sol et Environnement

Présentée Par

RAHIM GUEALIA Hasni

Thème

**Réponses hydriques et physiologiques du gombo (*Abelmoschus
esculentus* L.) conduit sur substrat bentonisé sous contrainte
saline.**

Soutenu publiquement le : 14 février 2019 Devant le jury composé de :

MEKHALDI Abdelkader	Président	Professeur	Université de Mostaganem
CHIBANI Abdewahab	Examineur	Professeur	Université de Mostaganem
HASSANI Abdelkrim	Examineur	Professeur	Université de Tiaret
BELKHODJA Moulay	Directeur de thèse	Professeur	Université d'Oran 1 ABB
REGUIEG YSSAAD Hocine AH	Co-directeur de thèse	Professeur	Université de Mostaganem

Année universitaire : 2018 – 2019

Remerciements

En tout premier lieu, je remercie le bon Dieu, tout puissant, de m'avoir donné la force pour survivre, ainsi que l'audace pour dépasser toutes les difficultés.

*Le travail présenté dans cette thèse est réalisé au laboratoire de Physiologie Végétale de l'Université d'Oran-1, sous la direction du Pr **BELKHODJA Moulay**, et la co-direction du Pr **REGUIEG YSSAAD Hocine Abdelhakim**, ma plus grande gratitude va à mes encadreurs, pour leur disponibilité et la confiance qu'ils m'ont accordé. J'ai profité pendant longtemps du savoir et du savoir-faire dont j'ai pu bénéficier au cours de nombreuses discussions. J'aimerais aussi les remercier pour l'autonomie qu'ils m'ont accordée, et leurs précieux conseils qui m'ont permis de mener à bien ce travail.*

*J'exprime toute ma reconnaissance à **Monsieur MEKHALDI Abdelkader** pour avoir bien voulu accepter de présider le jury de ce mémoire. Que **Monsieur HASSANI Abdelkrim**, professeur de l'université de Tiaret, trouve ici l'expression de mes vifs remerciements pour avoir bien voulu juger ce travail. Que **Monsieur CHIBANI Abdelwahab**, professeur à l'université d'Ibn Badis Mostaganem, trouve ici l'expression de mes vifs remerciements pour avoir bien voulu juger ce travail.*

Afin de n'oublier personne, mes vifs remerciements s'adressent à tous ceux qui m'ont aidée à la réalisation de ce modeste travail.

Dédicaces

A

Mes très chers parents.

En témoignage de mon profond amour et mon plus grand respect. Je ne vous remercierai jamais assez pour votre soutien tout au long de mon parcours, pour tous vos sacrifices.

A

Ma chère Amina,

Pour son soutien et son amour fidèle. Je leur dédie cette thèse.

A

Mes proches, toute ma famille mes frères Mouhaded, Sofiane, Rabeh et Ismail et mes soeurs Rima, Samira et Imen et à leurs enfants.

Résumé

L'objectif de ce travail vise à évaluer les réponses hydrique, physiologique et métabolique des plantes âgées de deux mois du gombo (*Abelmoschus esculentus* L.) cultivé sur substrat sans et avec bentonite sous contrainte saline.

Dans des conditions de stress salin, les plantes développent des mécanismes de défenses très complexes et varient d'une espèce à l'autre, voire d'une variété à l'autre dans la même espèce. Ces mécanismes permettent à la plante d'atténuer et surmonter l'effet toxique du NaCl au niveau de la cellule.

L'application du NaCl sur le gombo âgé de deux mois et conduit sur substrat sans bentonite s'exprime par des changements du statut hydrique de la plante, en diminuant le contenu hydrique des feuille et en réduisant le taux de transpiration suite à la fermeture des stomates, ce qui provoque la réduction de l'activité photosynthétique. Sous contrainte saline, les plantes réagissent en synthétisant des osmotocums comme les sucres solubles, la proline et les protéines. Ces composés jouent un rôle important dans l'ajustement osmotique, leur accumulation est un indice de résistance à la salinité. Outre, un stress oxydatif se manifeste, cela se traduit par l'accumulation de peroxyde d'hydrogène et d'une peroxydation lipidique témoignant l'instabilité de la membrane cellulaire, accompagnée d'une accumulation de polyphénols et des flavonoïdes.

Les résultats montrent aussi que le Na⁺ s'accumule davantage dans les racines que dans les feuilles, alors que le Ca⁺⁺ et le K⁺ migrent vers le système foliaire.

Nos résultats indiquent que l'ajout de bentonite au substrat de culture améliore l'aptitude du gombo à tolérer les concentrations de NaCl croissantes, en accumulant davantage les composés organiques comparativement au substrat sans bentonite ; ce qui explique le maintien de la turgescence cellulaire, appréciée par les teneurs relatives en eau sous tous les traitements salins.

Par ailleurs, sous la concentration modérée (100 mM) en NaCl, les plantes cultivées sous substrat bentonisé aux deux doses montrent une certaine résistance, cela est justifié à travers les valeurs de l'indice de sensibilité relative à la salinité (I.S.R.S) moins importantes comparativement à celles enregistrées pour les plantes cultivées sous substrat sans bentonite.

Mots clés : Gombo, NaCl, Bentonite, Etat hydrique, Stress oxydatif, Marqueurs métaboliques du stress, ISRS.

Abstract

The objective of this work is to evaluate the water, physiological and metabolic responses of two months-old plants of okra (*Abelmoschus esculentus* L.) grown on substrate with and without bentonite under salt stress.

Under conditions of salt stress, plants develop very complex defense mechanisms and vary from one species to another or even one variety to another in the same species. These mechanisms allow the plant to attenuate and overcome the toxic effect of NaCl at the cell level.

The application of NaCl on okra aged two months and cultivated on substrate without bentonite is expressed by changes in the water status of the plant, reducing the water content of the leaf and the transpiration rate following closure of the plants' stomata, which causes the reduction of photosynthesis. Under salt stress, plants react by synthesizing osmolytes such as soluble sugars, proline and proteins. These compounds play an important role in the osmotic adjustment, their accumulation is an index of resistance to salinity. In addition, oxidative stress is manifested, which results in the accumulation of hydrogen peroxide and lipid peroxidation testifying the instability of the cell membrane, accompanied by an accumulation of polyphenols and flavonoids..

The results also show that Na^+ accumulates more in the roots than in the leaves, while Ca^{++} and K^+ migrate to the leaf system. Our results indicate that the addition of bentonite to the culture substrate improves okra's ability to tolerate increasing NaCl concentrations, further accumulating organic compounds compared to the substrate without bentonite; which explains the maintenance of cell turgor, appreciated by the relative water content under all saline treatments.

Moreover, under the moderate concentration (100 mM) in NaCl, the plants grown under bentonized substrate at both doses show some resistance, this is justified by the values of the lower relative salinity sensitivity index (ISRS). compared to those recorded for plants grown under substrate without bentonite.

Key words: Okra, NaCl, Bentonite, water status, Oxidative Stress, Metabolic Markers of Stress, I.S.R.S.

ملخص

يهدف هذا العمل إلى تقييم إستجابات نبتة البامية (*Abelmoschus esculentus* L.) عمرها شهرين تم غرسها في أوساط مختلفة من ناحية تركيز البنتونيت، تحت ضغط الملح. في ظل ظروف الإجهاد الملحي، تطور النباتات آليات دفاع معقدة للغاية وتختلف من نوع إلى آخر أو حتى من سلالة إلى أخرى في نفس النوع. هذه الآليات تسمح للنبتة بالتخفيف والتغلب على التأثير السام لـ NaCl على المستوى الخلوي.

تطبيق كلوريد الصوديوم على البامية التي يبلغ عمرها شهرين في الوسط الخالي من البنتونيت يقلل من محتوى الماء في الورقة ويقلل من معدل النتج بعد إغلاق الثغور، مما يؤدي إلى الحد من نشاط التمثيل الضوئي. تحت ضغط الملح، تتفاعل النباتات عن طريق تصنيع مركبات عضوية مثل السكريات القابلة للذوبان والبرولين والبروتينات. تلعب هذه المركبات دورًا مهمًا في التعديل الأسموزي، ويمثل تراكمها مؤشرًا لمقاومة الملوحة. بالإضافة إلى ذلك، يتجلى الإجهاد التأكسدي، وهذا يؤدي إلى تراكم بيروكسيد الهيدروجين وبيروكسيد الدهون التي تشهد عدم استقرار غشاء الخلية. يرافقه تراكم مادتي البوليفينول وفلافونيدات.

كما أظهرت النتائج أن Na^+ يتراكم أكثر في الجذور منه في الأوراق، في حين أن Ca^{++} و K^+ يهاجران إلى نظام الأوراق.

نتائجنا تشير إلى أن إضافة البنتونيت للوسط الزراعي يحسن قدرة البامية على تحمل زيادة تركيزات كلوريد الصوديوم، مما يزيد من تراكم المركبات العضوية مقارنة بالوسط دون البنتونيت؛ مما يفسر اندماج الخلية، عن تقديره محتوى الماء النسبي تحت جميع العلاجات المألحة. علاوة على ذلك، في ظل التركيز المعتدل (100 ملي مولار) من NaCl، تظهر النباتات التي تنمو في الأوساط البنتونية في كلتا الجرعتين بعض المقاومة، وهذا يبرر من خلال قيم مؤشر الحساسية الأقل للملوحة النسبية (ISRS) بالمقارنة مع تلك المسجلة للنباتات التي في وسط خال من البنتونيت.

الكلمات الرئيسية: البامية، كلوريد الصوديوم، البنتونيت، الحالة المائية، الإجهاد التأكسدي، علامات الاستقلاب

للإجهاد، I.S.R.S.

Liste des abréviations

ABA : Acide abscissique
Car : Caroténoïde
CDPK : kinases Ca^{2+} -dépendantes
chl a : Chlorophylle a
chl b : Chlorophylle b
Cs : conductance stomatique
EDTA : Éthylènediaminetétraacétique
 H_2O_2 : Peroxyde d'hydrogène
ISRS : Indice de sensibilité relative à la salinité
m : Moyenne
MAPK : Mitogen Activated Protein Kinase
MDA : Malondialdehyde
NaCl : Chlorure de Sodium
OH : radical hydroxyle
 O_2^- : radical superoxyde
 O_2 : oxygène singulet
PF : Poids frais
Pi : Poids initial
Pr : poids de réhydrataion
PS : Poids sec
ROS : Espèces Réactives à l'oxygène
Rs : Résistance stomatique
RUBPCase : rubilose 1-5 biphosphate carboxylase
RWC : Relative Water Content
RWL : Relative Water Loss
TCA : Acide Trichloracétique
TBA : Acide Thiobarbiturique
 σ : Ecart type

Liste des figures

Fig. 1- Représentation schématique d'un feuillet de phyllosilicates 2:1.(Luckham et Rossi, 1999).	13
Fig.2- La distribution géographique de l'espèce modifiée par Charrier (1984)	18
Fig. 3- RWC (%) des feuilles des plantes de Gombo (<i>Abelmoschus esculentus</i> L.) âgées de deux mois cultivées sur substrat bentonisé sous contrainte saline.	34
Fig. 4- RWC (%) des feuilles des plantes de Gombo (<i>Abelmoschus esculentus</i> L.) âgées de deux mois cultivées sur substrat bentonisé sous contrainte saline.	35
Fig. 5- Conductance stomatique ($\text{mmol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$) des feuilles des plantes de Gombo (<i>Abelmoschus esculentus</i> L.) âgées de deux mois cultivées sur substrat bentonisé sous contrainte saline.	36
Fig. 6- Résistance stomatique ($\text{m}^2 \text{ s mol}^{-1}$) des feuilles des plantes de Gombo (<i>Abelmoschus esculentus</i> L.) âgées de deux mois cultivées sur substrat bentonisé sous contrainte saline.	37
Fig. 7- Teneur en chlorophylle a des feuilles des plantes de Gombo (<i>Abelmoschus esculentus</i> L.) âgées de deux mois cultivées sur substrat bentonisé sous contrainte saline.	38
Fig. 8- Teneur en chlorophylle b des feuilles des plantes de Gombo (<i>Abelmoschus esculentus</i> L.) âgées de deux mois cultivées sur substrat bentonisé sous contrainte saline.	39
Fig. 9- Teneur en caroténoïdes ($\mu\text{g.g}^{-1}$ PF) des feuilles des plantes de Gombo (<i>Abelmoschus esculentus</i> L.) âgées de deux mois cultivées sur substrat bentonisé sous contrainte saline.	40
Fig. 10- Teneur en sucres solubles (mg.g^{-1} PS) des feuilles et des racines des plantes de Gombo (<i>Abelmoschus esculentus</i> L.) âgées de deux mois cultivées sur substrat bentonisé sous contrainte saline.	41
Fig.11 -Teneur en proline (mg.g^{-1} PS) des feuilles et des racines des plantes de Gombo (<i>Abelmoschus esculentus</i> L.) âgées de deux mois cultivées sur substrat bentonisé sous contrainte saline.	42
Fig.12- Teneur en protéines (mg.g^{-1} PF) des feuilles et des racines des plantes de Gombo (<i>Abelmoschus esculentus</i> L.) âgées de deux mois cultivées sur substrat bentonisé sous contrainte saline.	44

Fig.13- Teneur en MDA ($\mu\text{mol.g}^{-1}$ PS) des feuilles et des racines des plantes de Gombo (<i>Abelmoschus esculentus</i> L.) âgées de deux mois cultivées sur substrat bentonisé sous contrainte saline.	45
Fig.14- Teneur en H_2O_2 ($\mu\text{mol.g}^{-1}$ PF) des feuilles et des racines des plantes de Gombo (<i>Abelmoschus esculentus</i> L.) âgées de deux mois cultivées sur substrat bentonisé sous contrainte saline.	47
Fig.15- Teneur en polyphénol (mg.g^{-1} PS) des feuilles et des racines des plantes de Gombo (<i>Abelmoschus esculentus</i> L.) âgées de deux mois cultivées sur substrat bentonisé sous contrainte saline.	48
Fig.16- Teneur en flavonoïdes (mg.g^{-1} PS) des feuilles et des racines des plantes de Gombo (<i>Abelmoschus esculentus</i> L.) âgées de deux mois cultivées sur substrat bentonisé sous contrainte saline.	50
Fig.17- Teneur en Na^+ (mg.g^{-1} PS) des feuilles et des racines des plantes de Gombo (<i>Abelmoschus esculentus</i> L.) âgées de deux mois cultivées sur substrat bentonisé sous contrainte saline.	51
Fig.18- Teneur en K^+ (mg.g^{-1} PS) des feuilles et des racines des plantes de Gombo (<i>Abelmoschus esculentus</i> L.) âgées de deux mois cultivées sur substrat bentonisé sous contrainte saline.	53
Fig.19- Teneur en Ca^{++} (mg.g^{-1} PS) des feuilles et des racines des plantes de Gombo (<i>Abelmoschus esculentus</i> L.) âgées de deux mois cultivées sur substrat bentonisé sous contrainte saline.	54
Fig.20- Ratio K^+/Na^+ (mg.g^{-1} PS) des feuilles et des racines des plantes de Gombo (<i>Abelmoschus esculentus</i> L.) âgées de deux mois cultivées sur substrat bentonisé sous contrainte saline.	56
Fig.21- Ratio $\text{Ca}^{++}/\text{Na}^+$ des feuilles et des racines des plantes de Gombo (<i>Abelmoschus esculentus</i> L.) âgées de deux mois cultivées sur substrat bentonisé sous contrainte saline.	57
Fig.22- Indice de sensibilité relative à la salinité (%) des plantes de Gombo (<i>Abelmoschus esculentus</i> L.) âgées de deux mois cultivées sur substrat bentonisé sous contrainte saline.	57

SOMMAIRE

INTRODUCTION.....	1
CHAPITRE I- RAPPEL BIBLIOGRAPHIQUE	
I. La salinité.....	3
1. Les différents types de salinisation	
2. Origines de la salinité	
a. naturels	
b. Salinisation anthropique.....	4
3. L'impact de la salinité sur la plante	
a. L'état hydrique de la plante	5
b. La photosynthèse	
c. Nutrition minérale.....	5
4. Mécanismes de résistance des plantes au stress salin	
a. Exclusion et inclusion d'ions	
c. Contrôle de l'absorption ionique par les racines.....	7
d. Modifications de la capacité photosynthétique	
e. Induction d'antioxydants.....	8
II. Bentonite	9
1. Structure et classification des argiles	
2. Minéralogie des argiles	12
3. Propriétés des argiles	13
c. Capacité d'échange et l'adsorption d'ions	14
III. Bentonite de Mzila Mostaganem.....	15
1. Granulométrie de la bentonite brute	
2. Composition chimique de la bentonite naturelle de Mzila	
3. Composition minérale de la bentonite naturelle de Mzila	
4. Bentonite en agriculture	
IV. Gombo l'Abelmoschus esculentus L.....	17
1. Taxonomie	
2. Origine et distribution géographique	18
3. Description botanique	
4. Croissance et développement	19
5. Exigences.....	20
6. Maladies et insectes ravageurs	
7. Intérêt.....	22

- a. Médical
- b. Industriel
- c. Alimentaire 23

CHAPITRE II – MATERIEL ET METHODES

- 1. Matériel végétal 25
- 2. Préparation du substrat de culture
- 3. Préparation des semences et la mise en culture 26
- 4. Application du stress salin 27
- 5. Les paramètres mesurés
 - 1. Teneur relative en eau des feuilles (Relative Water Content)
 - 2. Taux de Déperdition d'eau par transpiration (Relative Water Loss) 27
 - 3. La résistance et la conductance stomatique
 - 4. Dosage des pigments chlorophylliens
 - 5. Détermination des sucres solubles 29
 - 6. Extraction et dosage de la proline 29
 - 7. Dosage des protéines totales
 - 8. Dosage de Malondialdéhyde (MDA) 30
 - 9. Détermination du peroxyde d'hydrogène 31
 - 10. Dosage des polyphénols totaux
 - 12. Dosage des éléments minéraux
 - 13. Indice de sensibilité relative à la salinité (ISRS) 32

CHAPITRE III – RESULTATS ET DISCUSSION

- I. Effet de la salinité et la bentonite sur le comportement hydrique du gombo Gombo (*Abelmoschus esculentus* L.) 34
 - 1. Teneur relative en eau (Relative Water Content)
 - 2. Déperdition de l'eau (Relative Water Loss) 35
 - 3. Conductance stomatique (cs) 35
 - 4. Résistance stomatique
- II. Effet de la salinité et la bentonite sur les caractéristiques biochimiques du gombo. 37
 - 1. Chlorophylles a et b
 - a. Chlorophylle a
 - b. Chlorophylle b 38
 - c. Caroténoïdes 39
 - 2. Sucres solubles 40
 - 3. Proline 41
 - 4. Protéines totales 43

III.	Effet de la salinité et la bentonite sur le stress oxydatif.....	44
1.	Effet du NaCl et la bentonite sur la peroxydation lipidique (MDA)	
2.	Effet du NaCl et de la bentonite sur le peroxyde d'hydrogène	45
3.	Effet du NaCl et de la bentonite sur l'accumulation des polyphénols	47
4.	Effet du NaCl et de la bentonite sur l'accumulation des flavonoïdes	49
IV.	Effet du NaCl et de la bentonite sur les cations	50
1.	Variation des teneurs en Na ⁺	
2.	Variation des teneurs en potassium.....	51
3.	Variation des teneurs en calcium.....	53
4.	Etude du ratio K ⁺ /Na ⁺	54
5.	Etude du ratio Ca ⁺⁺ /Na ⁺	56
V.	Indice de sensibilité relative au sel (ISRS)	57
	Discussion.....	59
	Conclusion.....	71
	REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	74
	ANNEXES	

INTRODUCTION

Les modifications environnementales, dues aux changements climatiques marqués depuis quelques décennies, se traduisent essentiellement par un déficit hydrique important et la progression de la salinité, notamment dans les régions arides et semi-arides (**Stoetzel et al.,2014; Diack et al.,2015**). Ces écosystèmes sont caractérisés par des périodes de sécheresses rigoureuses et fréquentes couvrant environ 2/3 de la surface des terres (**Benbrahim et al., 2004 ; Stavi et al., 2014**). A l'échelle mondiale, il est estimé que presque 6% de terres sont affectées par le sel (**Eynard et Keith, 2006**), dont 3.8 % sont situés en Afrique (**Manchanda et Garg, 2008**).

La salinité est l'un des facteurs écologiques susceptibles de limiter la croissance et le développement des plantes (**Faghire et al.,2011**), imposant des changements importants dans la morphologie, la physiologie et les marqueurs biochimiques du métabolisme végétal (**Ben Naceur,2001; Shahid et al., 2014 ; Achour,2016**). D'autre part, la toxicité des ions, le stress osmotique et le déséquilibre nutritif associés ont un impact néfaste sur la croissance des plantes et leur productivité (**Mguis et al., 2011; Salehi et Arzani, 2014**).

Dans les conditions de stress, les plantes développent des mécanismes de défense très complexes et varient d'une espèce à l'autre, voire d'une variété à l'autre dans la même espèce (**Ashraf, 2009**). Afin d'atténuer l'effet du stress salin, les plantes sont capable de synthétiser des composés organiques dits osmoprotecteurs, tels que les sucres solubles (**Boriboonkaset et al.,2013**), les acides aminées et particulièrement la proline (**Belkhodja et Ait Saadi,1993 ;Slama et al., 2014 ; Ouis.,2016**), les hormones (**Amjad et al., 2014**), les polyamines (**Todorova et al., 2013**). Ces composées protègent les plantes contre le stress salin en contribuant à l'ajustement osmotique (**Denden et al., 2005 ; Rahim Guealia et al.,2017**), un processus primordial qui permet à la cellule de maintenir sa turgescence (**Berka et Aid, 2009**). Certains solutés remplissent une fonction supplémentaire en protégeant les organites cellulaires de la déshydratation (**Rasool et al., 2013**). D'autres mécanismes se manifestent lors du stress salin afin de limiter les pertes en eau comme la régulation stomatique (**Saleem et al.,2011**), la régulation phytohormonale (**Ashraf et al., 2010**), et le transport de l'eau (**Akram et al., 2012**). Certaines espèces végétales réagissent également aux contraintes salines soit par l'exclusion ou l'inclusion d'ions toxiques de leurs pousses ou de leurs racines (**Richard, 2006**).

Chez les plantes le stress salin est souvent accompagné d'un stress oxydatif (**Jayakannan et al., 2015 ; Mahi et al.,2015**). Par ailleurs, le stress oxydatif est définie comme l'incapacité de l'organisme à se défendre contre l'agression des espèces réactives de l'oxygène (ROS), suite à un déséquilibre lié soit à une production accrue de ROS, soit à une diminution de la capacité de défenses antioxydantes (**Bonnefont-Rousselot et al., 2003**). Les

organismes végétaux ont développé des mécanismes de défense antioxydants qui peuvent être des enzymes ou non enzymatiques (l'acide ascorbique, le glutathion, l' α -tocophérol, les caroténoïdes, les flavonoïdes, polyphénols (**Karuppanapandian, et al., 2011; Belahcene et al., 2015**). ces antioxydants s'accumulent davantage pendant le stress salin (**Sudhakar et al., 2001**).

Depuis de nombreuses années, l'Algérie fait partie du groupe de pays caractérisés par des sols salés (**Gaucher et Burdin, 1974**). Pour faire face à cette situation, des actions peuvent être entreprise en vue de sauvegarder et de réhabiliter ces écosystèmes, en utilisant des moyens techniques comme le drainage et/ou l'usage des ressources naturelles disponibles comme bentonite. Dans ce contexte s'intègre notre étude pour évaluer le comportement hydrique, physiologique et métabolique du Gombo (*Abelmoschus esculentus*), cultivé sur substrat bentonisé en présence de contrainte saline.

Pour répondre à cet objectif, nous avons axé notre travail d'abord sur une analyse des paramètres hydriques tels que la teneur relative en eau (RWC), la déperdition en eau (RWL), la résistance stomatique (RS) et la conductance stomatique (CS), des feuilles des plantes cultivées sur substrat additionné de bentonite et soumise à différentes concentrations de sel (NaCl).

Dans une seconde étape, nous nous sommes intéressés à l'évaluation des paramètres métaboliques comme les chlorophylles, les sucres solubles, la proline et les protéines.

Dans une troisième étape, nous nous sommes orienté vers l'examen du stress oxydatif à travers une analyse des marqueurs du stress oxydatif (MDA, H_2O_2) et de déterminer l'activité antioxydante des plantes sous la contrainte saline.

Une analyse des variations des cations Na^+ , K^+ et Ca^{++} appuyée par une étude des ratios cationiques des parties aériennes et souterraines est nécessaire pour examiner l'effet de la salinité et la bentonite sur la nutrition minérale des plantes.

La dernière partie se complète par l'étude de la résistance des plantes à la salinité à travers l'application de l'indice de sensibilité relative à la salinité.

CHAPITRE I- RAPPEL BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I - RAPPEL BIBLIOGRAPHIQUE

I. La salinité

La salinisation est l'un des processus majeurs qui contribuent à la dégradation des terres agricoles (**Boualla et al., 2012**). C'est la quantité des sels solubles qui se trouve en excès dans le sol (**Chesworth, 2008**).

Les sels solubles englobent une large gamme d'anions et de cations présents dans le sol soit sous forme cristallisée, soit sous forme dissoute dans la solution du sol, soit sous forme adsorbée sur la surface des colloïdes (**Douaik, 2005**).

1. Les différents types de salinisation

L'ion sodium représente 2,27 % du nombre d'atomes de la croûte terrestre. Élément mobile sous sa forme soluble. Il peut intervenir dans la pédogenèse, soit sous la forme saline (salinisation), soit sous forme échangeable (sodisation), soit les deux formes simultanément.

Dans les sols, le sodium peut s'adsorber sous forme ionique à la surface des argiles et s'accumuler à la faveur de l'évaporation, sous forme de solution concentrée et/ou de cristaux de sels.

La salinisation est le processus qui accroît la quantité de sels soluble dans les sols : lorsque celle-ci est trop élevée dans la solution du sol, la plante subit un stress qui ressemble à celui provoqué par la sécheresse (**Diarra, 1991**).

L'alcalinisation se produit lorsque le pH du sol augmente à des valeurs supérieures à 8.2. Elle est souvent accompagnée du processus de sodisation : lorsque le sodium est l'élément majoritaire adsorbé sur les argiles, il produit un cortège d'effets physiques et chimiques préjudiciables pour le sol et la plante (**Diarra, 1991**).

2. Origines de la salinité

a. naturels.

Les processus géologiques, hydrologiques et pédologiques naturels sont à l'origine de la formation de la plupart des sols sodiques et salins. L'altération des roches mères contenant des minéraux nécessaires à la formation des sels solubles (minéraux sodiques, potassiques, magnésiens, de produits de l'hydrothermalisme riches en soufre et en chlore, ou de la dissolution des évaporites) (**IRD, 2008**). L'océan peut être une source principale de la salinité, notamment dans les zones côtières (**Kloppmann et al., 2011**) où le matériau de base est constitué de dépôts marins anciens. Les eaux salées des nappes

CHAPITRE I - RAPPEL BIBLIOGRAPHIQUE

phréatiques ou artésiennes peuvent aboutir à la salinité par remontée de la nappe (**Ben Hassine, 2005**).

b. Salinisation anthropique

Les produits chimiques provenant des émissions industrielles peuvent s'accumuler dans le sol et si la concentration est suffisamment élevée, cela peut entraîner une accumulation de sel dans la couche supérieure du sol (**Szaboles, 1992**). De même, l'eau avec une concentration en sel importante telle que les eaux usées des municipalités et des boues peut contaminer le sol supérieur causant plus tard la salinisation et / ou l'alcalinisation (**Bond, 1998**).

3. L'impact de la salinité sur la plante

La salinité affecte directement et indirectement l'environnement en induisant des changements dans la couverture végétale et les propriétés physico-chimiques des sols. En conséquence, la perte de la biodiversité, la diminution de la faune (**Barnum, 2005**) et la perturbation des écosystèmes entraînent une perte de résilience de l'écosystème (**Barrett-Lennard et al., 2005**) qui affectent les cycles locaux du climat, de l'eau et des minéraux.

Les sels dans la solution du sol peuvent inhiber la croissance des végétaux suite à la réduction de la capacité de la plante à absorber l'eau, c'est ce que l'on appelle l'effet osmotique ou déficitaire en eau de la salinité (sécheresse physiologique) (**Mahajan, 2005**).

Le sel provoque à la fois des effets toxiques et osmotiques sur les plantes et la plupart des réponses connues des plantes à la salinité sont liées à ces effets (**Yeo, 1998**). La réponse générale des plantes à la salinité est la réduction de la croissance (**Ghoulam et al., 2002**). Les effets osmotiques des sels sur les plantes résultent de l'abaissement du potentiel hydrique du sol en raison de l'augmentation de la concentration de soluté dans la zone racinaire.

Des concentrations ioniques élevées peuvent perturber l'intégrité et la fonction des membranes ; Interfère avec l'équilibre interne du soluté et l'absorption des nutriments, provoquant des symptômes de carence nutritionnelle semblables à ceux qui se produisent en l'absence de salinité (**Grattan et Grieve, 1999**). D'autres symptômes de dommages aux plantes peuvent être reconnus, tels que la nécrose et la brûlure des feuilles due aux ions Na^+ ou Cl^- (**Wahome et al., 2001**).

CHAPITRE I - RAPPEL BIBLIOGRAPHIQUE

a. L'état hydrique de la plante

La présence du sel dans le milieu racinaire peut conduire à une diminution du potentiel hydrique des feuilles et par conséquent, peut affecter de nombreux processus végétaux (**Romero-Aranda et al., 2001**). Les effets osmotiques du sel sur les plantes résultent de l'abaissement du potentiel hydrique du sol dû à l'augmentation de la concentration de soluté dans la zone racinaire. Cette condition interfère avec la capacité des plantes à extraire l'eau du sol et à maintenir la turgescence (**Turan, 2005**). Cependant, à une concentration en sel faible ou modérée (potentiel d'eau du sol plus élevé), les plantes s'adaptent osmotiquement et maintiennent un gradient potentiel pour l'afflux d'eau.

b. La photosynthèse

L'inhibition de la croissance végétative chez les plantes soumises à la salinité est associée à une inhibition marquée de la photosynthèse (**Fisarakis et al., 2001**). L'effet de la salinité sur le taux de photosynthèse dépend de la concentration en sel et des espèces végétales. Il est prouvé qu'à une faible concentration en sel, la salinité peut stimuler la photosynthèse. Par exemple, dans *B. parviflora*, **Parida et al (2004)** ont indiqué que le taux de photosynthèse augmente à faible salinité et diminue à une salinité élevée.

La diminution du taux de photosynthèse due à la salinité induit la déshydratation des membranes cellulaires qui réduisent leur perméabilité au CO₂ (**Iyengar et Reddy, 1996**). Ainsi, la réduction de la conductance stomatique a pour effet de restreindre la disponibilité de CO₂ pour les réactions de carboxylation (**Brugnoli et Bjorkman, 1992**). La fermeture des stomates réduit au minimum la perte en eau par la transpiration, ce qui affecte les systèmes de récolte de la lumière et de conversion de l'énergie, entraînant ainsi une altération de l'activité des chloroplastes (**Iyengar et Reddy, 1996**).

Il existe également des rapports d'inhibition non stomatique de la photosynthèse sous stress salin. Cette inhibition non stomatique est due à une résistance accrue à la diffusion de CO₂ dans la phase liquide de la paroi du mésophylle au site de la réduction du CO₂ dans le chloroplaste et de l'efficacité réduite de RuBPCase (**Iyengar et Reddy, 1996**).

c. Nutrition minérale

L'absorption élevée de sel (NaCl) est en concurrence avec l'absorption d'autres ions nutritifs, tels que K⁺, Ca⁺⁺, N et P, entraînant des troubles nutritionnels et finalement un rendement et une qualité réduits (**Grattan et Grieve, 1999**).

CHAPITRE I - RAPPEL BIBLIOGRAPHIQUE

Le stress salin a des effets stimulants et inhibiteurs sur l'absorption de certains micronutriments par les plantes. Les déséquilibres nutritionnels peuvent résulter de l'effet de la salinité sur la disponibilité des éléments nutritifs, de l'absorption compétitive, du transport ou du cloisonnement à l'intérieur de la plante (Villora *et al.*, 2000).

4. Mécanismes de résistance des plantes au stress salin

Levitt (1980) a qualifié les mécanismes d'évitement et de tolérance et a utilisé le terme «résistance aux sels» pour désigner une combinaison de stratégies de tolérance et d'évitement.

a. Exclusion et inclusion d'ions

Les glycophytes et les halophytes ne peuvent pas tolérer de grandes quantités de sel dans le cytoplasme, donc dans des conditions salines, ils limitent les sels en excès dans la vacuole ou compartimentent les ions dans différents tissus pour faciliter leurs fonctions métaboliques (Zhu, 2003). Les glycophytes limitent l'absorption de sodium ou séparent le sodium dans les tissus plus anciens, tels que les feuilles, qui servent de compartiments de stockage qui sont éventuellement abattus (Cheeseman, 1988). L'élimination du sodium du cytoplasme ou de la compartimentation dans les vacuoles est effectuée par un enzyme anti-sel Na^+ / H^+ inductible par le sel (Apse *et al.*, 2003). Cependant, l'inclusion d'ions dans le cytoplasme peut conduire à un ajustement osmotique qui est généralement accepté comme une adaptation importante à la salinité (Hanana, 2009).

b. Synthèse des solutés compatibles

La présence de sel dans le milieu de croissance des plantes conduit souvent à l'accumulation de composés de faible masse moléculaire, appelés solutés compatibles, qui n'interfèrent pas avec les réactions biochimiques normales (Hasegawa *et al.*, 2000). Ces solutés compatibles comprennent principalement la proline et la glycine bêtaïne (Girija *et al.*, 2002).

La proline joue un rôle primordial dans l'ajustement osmotique, la protection des enzymes et des membranes, ainsi que comme réservoir d'énergie et d'azote pour être utilisé pendant l'exposition à la salinité (Ashraf *et Foolad*, 2009).

L'accumulation de composés contenant de l'azote tels que les acides aminés, les amides, les protéines et les polyamines est souvent corrélée avec la tolérance végétale au sel (Mansour, 2000). Ces composés sont rapportés pour fonctionner dans l'ajustement

CHAPITRE I - RAPPEL BIBLIOGRAPHIQUE

osmotique, la protection des macromolécules cellulaires et le piégeage des radicaux libres.

D'autres solutés compatibles qui s'accumulent dans les plantes sous stress salin comprennent des glucides tels que les sucres (glucose, fructose, saccharose, fructanes) et de l'amidon (**Parida et al., 2002**). On rapporte que les polyols constituent un pourcentage considérable de solutés compatibles et servent de piègeurs de radicaux oxygène induits par le stress et sont également impliqués dans l'ajustement osmotique et l'osmoprotection (**Noiraud et al., 2001**).

c. Contrôle de l'absorption ionique par les racines

Les plantes régulent l'équilibre ionique pour maintenir le métabolisme normal. Par exemple, l'absorption et la translocation d'ions toxiques tels que Na^+ et Cl^- sont limitées, et l'absorption d'ions métaboliquement nécessaires tels que K^+ est maintenue ou augmentée. Ils le font en régulant l'expression et l'activité des transporteurs K^+ et Na^+ et de la pompe H^+ qui génèrent la force motrice du transport ionique (**Zhu et al., 1993**). Il est bien documenté qu'un degré plus élevé de tolérance au sel chez les plantes est associé à un système plus efficace pour l'absorption sélective de K^+ sur Na^+ (**Noble et Rogers, 1992**).

d. Modifications de la capacité photosynthétique

La réduction des taux de photosynthèse chez les plantes sous stress salin est principalement due à la réduction du potentiel hydrique. À cet effet, certaines plantes, comme l'halophyte facultatif (*Mesembryanthemum crystallinum*), déplacent leur mode C3 de photosynthèse vers CAM (**Cushman et al., 1989**). Ce changement permet à la plante de réduire la perte d'eau en ouvrant les stomates la nuit. Dans les espèces tolérantes au sel comme *Atriplex lentiformis*, on observe un déplacement de la voie C3 vers C4 en réponse à la salinité (**Zhu et Meinzer, 1999**).

La régulation de la biosynthèse du métabolisme et de l'activité de la chlorophylle est primordiale pour les processus physiologiques. Cette régulation de la biosynthèse de la chlorophylle peut être une bonne stratégie de défense. Depuis la biosynthèse de la chlorophylle est une ramification de la voie de l'acide mévalonique, voie importante du métabolisme secondaire, les voies de ce point clé (α -levulunate) sont probablement détournées vers la biosynthèse des osmolytes compatibles.

CHAPITRE I - RAPPEL BIBLIOGRAPHIQUE

e. Induction d'antioxydants

Toutes les contraintes biotiques et / ou abiotiques entraînent la production d'espèces réactives d'oxygène (ROS) (**Guo et al., 2004 ; Panda et al., 2015**), comme $O_2^{\cdot -}$ (radical superoxyde), H_2O_2 (peroxyde d'hydrogène), O_2 (oxygène singulet) et $\cdot OH$ (radical hydroxyle) (**Puyang et al., 2015**). Ces espèces provoquent des lésions aux biomolécules tels que les lipides membranaires, les protéines, les pigments, les enzymes, les acides nucléiques, elles peuvent entraîner également des mutations de l'ADN (**Moller et al., 2007 ; Abogadallah, 2010**).

Les plantes possèdent des systèmes efficaces pour éliminer les espèces d'oxygène actif qui les protègent des réactions oxydatives destructrices. Ces mécanismes peuvent être divisés en deux catégories selon l'implication directe ou indirecte des enzymes (**Sofa et al., 2004**).

La synthèse des métabolites secondaires tels que le tocophérol, les polyphénols, les flavonoïdes, les alcaloïdes et les caroténoïdes permet à la cellule végétale de se protéger contre les agents agresseur provoqués par les contraintes du milieu (**Misirli et al., 2001**), ces mécanismes non-enzymatique maintien l'équilibre oxydo-reducteur de la cellule (**Leopoldini et al., 2011**).

Par ailleurs, les enzymes antioxydantes sont des éléments clés dans les mécanismes de défense. **Garratt et al. (2002)** ont énuméré certaines de ces enzymes comme la catalase (CAT), la glutathion-réductase (GR), le superoxyde dismutase (SOD) et la glutathion-S-transférase (GST). Superoxyde dismutase qui métabolise les radicaux oxygène (O_2) en peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) protégeant ainsi les cellules des dommages. La catalase, la peroxydase d'ascorbate et une variété de peroxydases catalysent la décomposition subséquente de H_2O_2 en eau et en oxygène (**Garratt et al., 2002**).

Les plantes ayant des niveaux élevés d'antioxydants présentent une plus grande résistance à ces dommages oxydatifs (**Spychalla et Desborough, 1990**). Le mécanisme par lequel la salinité affecte les réponses antioxydants n'est pas encore clair. Cependant, **Meneguzzo et Navarilzo (1999)** ont proposé que ce soit par le changement de l'intégrité de la membrane causé par un Ratio Na^+ / Ca^{++} élevé.

CHAPITRE I - RAPPEL BIBLIOGRAPHIQUE

f. Induction des hormones végétales

Le niveau des hormones végétales telles que l'ABA et les cytokinines augmente suite à la perception du stress au niveau racinaire, ensuite le signal se propage vers le système vasculaire foliaire (**Vaidyanathan et al., 1999**).

Les effets inhibiteurs du NaCl sur la photosynthèse, la croissance et la translocation des assimilés se sont révélés être atténués par ABA qui agit sur l'ouverture et la fermeture des stomates (**Grondin et al., 2015**). Il existe également des preuves de l'implication de l'ABA dans la phosphorylation/ réversible des protéines, *via* des kinases de type MAPK (Mitogen Activated Protein Kinase), ou CDPK (kinases Ca^{2+} -dépendantes) et des phosphates (**Kroniewicz, 2011**), ainsi que la modification des niveaux de calcium cytoplasmique, suivie d'une deuxième modification du Ca^{2+} cytosolique (**White et Broadley, 2003**). L'augmentation de l'absorption de Ca^{++} est associée à l'élévation de l'ABA sous stress salin et contribue ainsi à l'entretien de l'intégrité membranaire, ce qui permet aux plantes de réguler l'absorption et le transport à des niveaux élevés de salinité externe à plus long terme (**Chen et al., 2001**). L'ABA réduit la libération de l'éthylène et provoque l'abscission des feuilles probablement en diminuant l'accumulation d'ions Cl^- toxiques dans les feuilles (**Gomezcadenas et al., 2002**).

II. Bentonite

Les argiles présentent un intérêt croissant car leurs applications industrielles ne cessent de se diversifier. L'argile qui fait l'objet de ce travail est connue sous le nom de "bentonite". La bentonite est utilisée dans l'industrie agroalimentaire et dans la composition des produits cosmétiques, pharmaceutiques et en agriculture.

La bentonite regroupe les matériaux naturels dont la composition et les propriétés sont dominées par les smectites (**Grim, 1968**). Ce terme est utilisé en premier par **Knight (1898)** pour désigner une argile plastique fortement colloïdale et fortement gonflante de la région de Fort Benton au Wyoming, Etats-Unis d'Amérique (**Grim, 1968 ; Sigg, 1991**). Le vieillissement de cendres volcaniques donne naissance à une argile de couleur gris-blanc composée principalement de la montmorillonite, sa présence confère à la bentonite sa faculté de gonfler de 10 à 15 fois de son volume et d'absorber 6,5 fois son poids en eau (**Sigg, 1991**).

Les réserves algériennes actuelles de cette argile sont évaluées par les experts du gouvernement à 14,3 millions de tonnes et le potentiel que recèle le pays est estimé à 27 millions de tonnes, réparties sur les deux gisements situés à l'Ouest du pays (**source**

CHAPITRE I - RAPPEL BIBLIOGRAPHIQUE

E.N.O.F, 2002). Le premier situé à Mostaganem (M'zila) est destiné généralement aux travaux de forages pétroliers (**source BENTAL, 2001**); le deuxième plus important est situé à l'extrême Ouest du pays dans la région de Maghnia.

1. Structure et classification des argiles

Les travaux de l'AIPEA (Association Internationale Pour l'Etude des Argiles) (1966-1972) et plus tard, ceux de **Pédro (1994)**, ont permis d'aboutir à une classification (**Tableau 1**) qui repose sur le Type de feuillets 2/1 ou 1/1; la Charge globale du feuillet et la nature des cations interfoliaires.

Il existe différentes classifications des argiles. La plus classique est basée sur l'épaisseur et la structure du feuillet. On distingue ainsi 4 groupes:

- Minéraux à 7 Å: Le feuillet est constitué d'une couche tétraédrique et d'une couche octaédrique. Il est qualifié de T:O ou de type 1:1. Son épaisseur est d'environ 7 Å.
- -Minéraux à 10 Å: Le feuillet est constitué de deux couches tétraédriques et d'une couche octaédrique. Il est qualifié de T:O:T ou de type 2:1. Son épaisseur est d'environ 10 Å.
- -Minéraux à 14 Å: Le feuillet est constitué de l'alternance de feuillets T:O:T et de couches octaédriques interfoliaires.
- -Minéraux interstratifiés: L'épaisseur du feuillet est variable. Ces minéraux résultent du mélange régulier ou irrégulier d'argiles appartenant aux groupes ci-dessus.

La valeur de la charge permanente du feuillet a servi de critère pour établir une classification des phyllosilicates 2/1 (Tableau 1). Cette classification est déduite des travaux de McKenzie (1975) et Brindley (1996).

CHAPITRE I - RAPPEL BIBLIOGRAPHIQUE

Tableau 1. Classification des phyllosilicates 1 :1 et 2:1

Feuillet	Charge par maille	Dioctaédriques	Trioctaédriques
1: 1	0	Kaolinite $(Si_4)(Al_4)O_{10}(OH)_8$	Antigorite $(Si_4)(Mg_3)O_{10}(OH)_8$
	0		Berthierines $(Si_{4-x}Al_x)(Mg^{2+}_{6-x}M^{3+}_x)O_{10}(OH)_8$
	0	Pyrophyllite $(Si_8)(Al_4)O_{20}(OH)_4$	Talc $(Si_8)(Mg_6)O_{20}(OH)_4$
2: 1	0.4 à 1.2	SMECTITES	
		Montmorillonite $(Si_8)(Al_{4-y}Mg_y)O_{20}(OH)_4, M_y^+$ Beidellite $(Si_{8-x}Al_x)Al_4O_{20}(OH)_4, M_x^+$	Hectorite $(Si_8)(Mg_{6-y}Li_y)O_{20}(OH)_4M_y^+$ Saponite $(Si_{8-x}Al_x)(Mg_6)O_{20}(OH)_4, M_x^+$
	1.2 à 1.8	Illites $(Si_{8-x}Al_x)(Al_{4-y}M_{2+y})O_{20}(OH)_4$ K^+_{x+y}	Vermiculites $(Si_{8-x}Al_x)(Mg_{6-y}M_{3+y}^+)O_{20}(OH)_4K^+_{x-y}$
	2	MICAS	
		Muscovite $(Si_6Al_2)(Al_4)O_{20}(OH)_2K^+_2$	Phlogopite $(Si_6Al_2)(Mg_6)O_{20}(OH)_2K^+_2$
	4	Margarite $(Si_4Al_4)(Al_4)O_{20}(OH)_2Ca^{2+}_2$	Clintonite $(Si_4Al_4)(Mg_6)O_{20}(OH)_2Ca^{2+}_2$

Parmi l'ensemble d'argiles citées dans le tableau I-1, les deux familles les plus importantes sont les kaolinites et les smectites

CHAPITRE I - RAPPEL BIBLIOGRAPHIQUE

a. Kaolinite ou série 1/1 (Te/Oc).

Dans le cas de la kaolinite, le feuillet est toujours neutre, dioctaédrique et lumineux, de composition $(\text{Si}_2)(\text{Al}_2)\text{O}_5(\text{OH})_4$ par demi-maille (**Pédro, 1994**). Morphologiquement, la kaolinite se présente sous forme de particules hexagonales constituées par des empilements de feuillets. La faible capacité d'échange des kaolinites est due à des sites de surface amphotères.

b. Smectites ou série 2/1 (Te, Oc, Te)

Ce sont des phyllosilicates constitués de deux couches tétraédriques encadrant une couche octaédrique (phyllosilicates 2:1). Les minéraux les plus importants de cette famille sont la montmorillonite, la beidellite, l'hectorite et la saponite. Ces argiles ont une capacité d'échange cationique élevée. Des molécules d'eau sont susceptibles de s'intercaler dans l'espace interfoliaire et le degré d'hydratation dépend de la nature du cation hydraté et de l'humidité relative. Cette possibilité de « gonflement » des espaces interfoliaires conduit à désigner ces argiles par le terme d'« argiles gonflantes ». D'un point de vue textural, les smectites sont généralement constituées de feuillets de grande extension latérale, associés, les uns aux autres en nombre très variable selon l'humidité et la nature du cation échangeable. A titre d'exemple, la *montmorillonite* est une argile dioctaédrique. L'aluminium des couches octaédrique peut être remplacé par Mg, Fe, Zn, Ni, Li, etc. Il peut d'autre part remplacer jusqu'à 15 % du silicium dans la couche tétraédrique.

2. Minéralogie des argiles

Les minéraux argileux font partie de la famille des phyllosilicates. Ils se présentent sous forme de particules de petites dimensions. Leur structure est composée de deux unités (La couche tétraédrique et la couche octaédrique). Les différents groupes de minéraux argileux se différencient par l'arrangement de ces deux couches (Figure1). L'organisation structurale (**Caillère et al., 1982**) des phyllosilicates se base sur une charpente d'ions O^{2-} et OH^- . Ces anions occupent les sommets d'assemblages octaédriques (O^{2-} et OH^-) et tétraédriques O^{2-} . Dans les cavités de ces unités structurales élémentaires viennent se loger des cations de taille variable (Si^{4+} , Al^{3+} , Fe^{3+} , Fe^{2+} , Mg^{2+}) en position tétraédrique ou octaédrique. Ces éléments s'organisent planairement pour constituer des couches octaédriques et tétraédriques dont le nombre détermine l'épaisseur du feuillet. L'espace entre deux feuillets parallèles s'appelle espace interfoliaire.

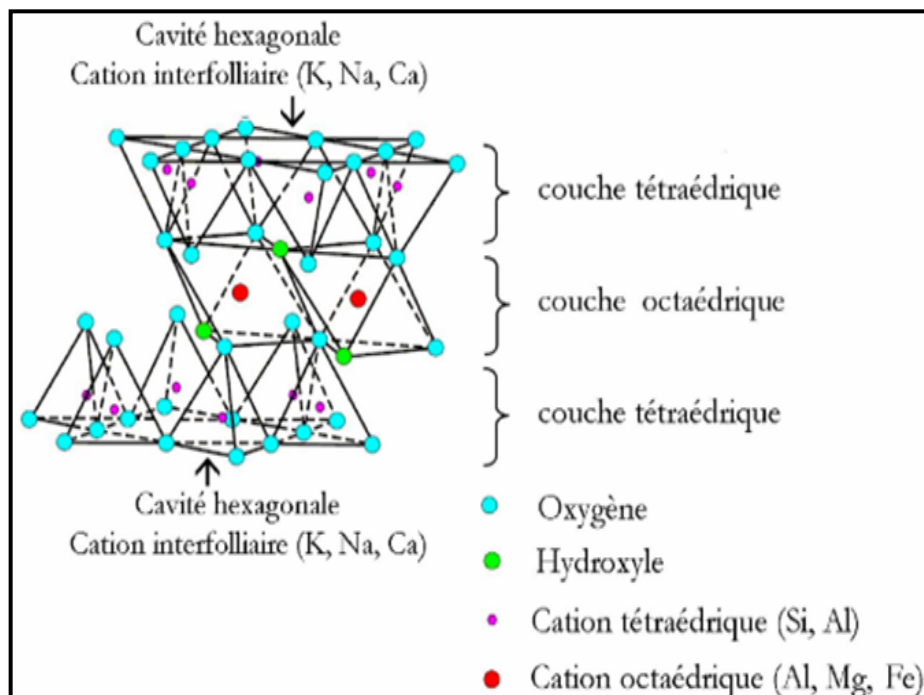


Fig. 1- Représentation schématique d'un feuillet de phyllosilicates 2:1.(Luckham et Rossi, 1999).

3. Propriétés des argiles

Les particules de la bentonite présentent une grande affinité pour l'eau qui s'exprime d'une part par la quantité d'eau qu'est susceptible de retenir l'argile et d'autre part par l'énergie avec laquelle cette eau est retenue. La bentonite se disperse gonfle et adsorbe des quantités d'eau dans l'espace interfoliaire et pouvant atteindre plusieurs couches (MERING, 1975; VAN DAMME et al., 1987).

a. Colloïdalité

Dans la littérature, le terme colloïde désigne tout système dispersé dont les dimensions varient de 1 à 100 nm. L'utilisation de ce terme n'est cependant pas aussi restrictive ; elle est appliquée pour des structures plus "grossières" résultant d'assemblages d'éléments colloïdaux comme les suspensions argileuses de bentonite qui peuvent avoir une distribution granulométrique de l'ordre du micron (Besq 2000 ; Corvisier, 2001).

CHAPITRE I - RAPPEL BIBLIOGRAPHIQUE

b. Dispersion

La stabilité des dispersions des suspensions colloïdales dépend fortement de la charge électrique existant à l'interface entre la particule et le milieu liquide. Les particules argileuses présentant une charge négative sur leurs surfaces extérieures (**Caillère et al. 1982**), le scénario "idéal", où les particules argileuses sont dispersées dans l'eau, semble évident. Dans ce cas, les particules se repoussent entre elles à cause des forces électrostatiques. Elles n'ont donc aucune tendance à s'agglomérer, par conséquent, la suspension demeure stable.

c. Capacité d'échange et l'adsorption d'ions

Il y a, dans les argiles, deux principales causes d'existence d'une capacité d'échange ionique, l'une interne et l'autre externe (**Glaeser, 1953**).

- **La présence de substitutions isomorphiques (CEC interne).**

La plus fréquente est la substitution d' Al^{+++} par Mg^{++} dans la couche octaédrique. C'est le mécanisme principal d'échange pour une montmorillonite. Pour cette argile, la distance entre les sites négatifs situés au niveau de la couche octaédrique et le cation échangeable situé à la surface du feuillet est telle que les forces d'attraction sont faibles. Des substitutions de Si par Al dans la couche tétraédrique sont également possibles (**Caillère et al., 1982**).

- **Les phénomènes de bordure (CEC externe).**

Aux bordures d'un feuillet, les valences du silicium et de l'oxygène en couche tétraédrique d'une part, de l'aluminium et de l'oxygène en couche octaédrique, d'autre part, ne sont pas saturées. Pour compenser ces valences, des molécules d'eau s'hydrolysent et il y a apparition de groupes silanol (Si-OH) ou aluminol (Al-OH) qui en fonction du pH peuvent capter ou libérer des protons. Ces derniers peuvent être échangés avec d'autres cations.

Le nombre et la nature des charges de bordure de feuillet seront directement liés au pH. **Langmuir (1997)** a montré que les charges de bordure de feuillet prennent une importance plus significative lorsque la taille des particules diminue. Ces phénomènes expliquent environ 20 % de la capacité totale d'échange d'une smectite.

L'adsorption correspondant à l'insertion physique ou chimique des espèces ou d'éléments dissous, chez les argiles gonflantes plusieurs mécanismes d'insertion sont possibles (**VAN DAMME et al., 1987**).

CHAPITRE I - RAPPEL BIBLIOGRAPHIQUE

III. Bentonite de Mzila Mostaganem

1. Granulométrie de la bentonite brute

L'analyse granulométrique (Tableau 2) exprime les proportions de sable, limon et argile dans la bentonite.

Tableau 2. Résultats de l'analyse granulométrique de la bentonite de Mzila Mostaganem selon **DERDOUR (1985)**

Constituants	Argile	Limon fin	Limon grossier	Sable fin	Sable grossier
Teneur en %	60	22.50	10.80	0.58	0.70

2. Composition chimique de la bentonite naturelle de Mzila

Tableau 3. Composition chimique de la bentonite brute de Mzila Mostaganem (**source : ENOF, 1988**)

Composants de la bentonite	SiO ₂	Al ₂ O ₃	CaO	MgO	Na ₂ O	K ₂ O	FeO ₃
Teneur en %	61.20	13.50	4.52	2.78	1.57	1.73	3.55

3. Composition minérale de la bentonite naturelle de Mzila

Tableau 4. Caractéristiques minéralogiques de la bentonite (**ENOF, 1988**).

Identification des minéraux			
Montmorillonite	Quartz	Feldspaths	Biotites
45 à 60 %	15 à 20 %	3 à 5 %	8 à 10 %

4. Bentonite en agriculture

L'ajout de bentonite riche en argile dans le sol est une technique très ancienne utilisée de façon traditionnelle dans le Sahara algérien ainsi qu'en Égypte (**El-Hady et al., 1988**). Cette action conduira à augmenter la capacité d'échange cationique (**Kaya et al., 2003; Katerji et al., 2003**) et à améliorer la structure du sol impliquant une bonne rétention d'eau et d'éléments nutritifs et une meilleure aération (**Ashraf, 2009 ; Oriboonkaset et al., 2013; Slama et al., 2014**).

Selon **Reguieg, (2007)** l'application de la bentonite provoque :

CHAPITRE I - RAPPEL BIBLIOGRAPHIQUE

- une modification de la texture du sol. En effet, lorsque la charge en bentonite du sol sableux arrive à 7 %, le substrat passe de la texture sableuse à la texture sablo- limoneuse.
- Au point de vue chimique, la C.E varie dans le même sens que la dose de bentonite, la matière organique augmente dans le substrat lorsque la bentonite est ajoutée, cette augmentation suppose une bonne aération du sol favorisant l'activité bactérienne.
- augmentation des réserves nutritives dans le sol.
- Augmentation de la hauteur de la tige des plantes aux différents stades de la croissance.
- Evolution du nombre de germes /1g de terre évolue avec la dose de bentonite incorporée au substrat. Cette évolution provient de l'action de la présence des colloïdes apportés par la bentonite.

EI SHERIF (1987) a montré que l'addition de bentonite améliore les propriétés hydro-physiques et chimiques des sols sableux. Les études pyrotechniques de **ENGELTHALER et LOSTAK (1983)**

réalisées sur le blé, le maïs et certaines légumineuses ont permis de confirmer que les rendements enregistrés sont en progression au fur et à mesure que la dose de bentonite incorporée au sol augmente (Tableau 5).

Tableau 5. Accroissement du rendement par l'application de la bentonite

Doses de bentonite (T/ha)	Type de cultures	Augmentation du rendement (%)	Pays
20	Pomme de terre	18,6	Tchécoslovaquie
20	Seigle	16,7	Tchécoslovaquie
20	légumineuse	39,0	Tchécoslovaquie
20	Maïs	39,2	Tchécoslovaquie
20	Orge	11,5	Tchécoslovaquie
20	Seigle/Orge	22,2	Tchécoslovaquie
20	Maïs	80 à 90	Hongrie

CHAPITRE I - RAPPEL BIBLIOGRAPHIQUE

IV. Gombo *l'Abelmoschus esculentus* L.

1. Taxonomie

La plante d'Okra ou le doigt de la dame était auparavant incluse dans le genre *Hibiscus*. Plus tard, il est désigné à *Abelmoschus*, qui se distingue du genre *Hibiscus* (Aladele et al., 2008). Le genre *Abelmoschus* est ensuite proposé pour être élevée au rang de genre distinct par **Medikus, 1787**. L'utilisation plus large d'*Abelmoschus* est par la suite acceptée dans la littérature taxonomique et contemporaine (**Hochreutimer, 1924**).

La révision taxonomique entreprise par **van Borssum Waalkes (1966)** et sa continuation par **Bates (1968)** constituent les études les plus documentées du genre *Abelmoschus*. Une classification à jour est adoptée lors de l'atelier international sur le gombo tenu au Bureau national des ressources phytogénétiques (NBPGR) en 1990 (**IBPGR 1991**), comme indiqué dans le tableau 6.

Tableau 6. Taxonomie du gombo *l'Abelmoschus esculentus* L.

nom	Gombo
Règne	Plantae
Sous-règne	Tracheobionta
Division	Magnoliophyta
Classe	Magnoliopsida
Sous-classe	Dilleniidae
Ordre	Malvales
Famille	Malvaceae
Genre	<i>Abelmoschus</i>
Espèce	<i>Abelmoschus esculentus</i> L

CHAPITRE I - RAPPEL BIBLIOGRAPHIQUE

2. Origine et distribution géographique

Il y a deux hypothèses concernant l'origine géographique d'*Abelmoschus esculentus*. Certains scientifiques affirment qu'un ancêtre (*A. tuberculatus*) est originaire du nord de l'Inde, ce qui suggère que l'espèce est originaire de cette région géographique. Sur la base de l'ancienne culture en Afrique de l'Est et de la présence de l'autre ancêtre (*A. ficulneus*), d'autres suggèrent que la zone de domestication est l'Éthiopie ou l'Égypte du Nord, mais aucune preuve définitive n'est disponible aujourd'hui (**Département de Biotechnologie, 2009**).

Le gombo est cultivé commercialement dans de nombreux pays tels que l'Inde, le Japon, la Turquie, l'Iran, l'Afrique, la Yougoslavie, le Bangladesh, l'Afghanistan, le Pakistan, le Myanmar, la Malaisie, la Thaïlande, l'Inde, le Brésil et l'Éthiopie (**Benjawan et al., 2007; Qhureshi, 2007**). *L'Abelmoschus esculentus* se trouve dans le monde entier de la Méditerranée aux zones équatoriales comme on peut le voir à partir de la répartition géographique des espèces cultivées et sauvages montrée dans la figure 2.

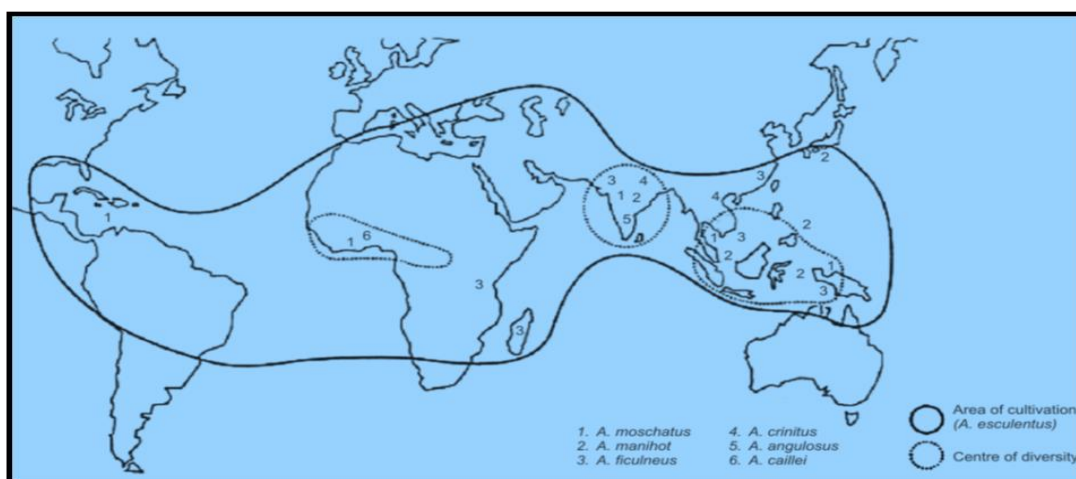


Fig.2- La distribution géographique de l'espèce modifiée par **Charrier (1984)**.

3. Description botanique

Le gombo est une plante annuelle droite, herbacée, robuste, à port érigée de 0,5 à 4,0 mètres de haut. Sa tige cylindrique, avec des poils raides disséminés, glabrescente, parfois pigmentée avec une couleur verte ou rougeâtre est dressée avec de nombreuses branches courtes (**Rohwer, 2012; Grubben, 2004**). Le système racinaire pivotant profond lui confère une aptitude d'absorption importante (**De Lannoy, 2001**).

CHAPITRE I - RAPPEL BIBLIOGRAPHIQUE

Les feuilles alternées, simples sont généralement poilues, certaines atteignant jusqu'à 40 cm de longueur, cordées (en forme de cœur), habituellement palmées 3-7 lobées et veinées. Les feuilles sont sous-tendue par une paire de stipules étroites avec une couleur vert foncé et ressemble à une feuille d'érable ; pétiole de 5 à 50 cm de long (**Rohwer, 2012**). Le limbe long et large de 10 à 35 cm, le plus souvent palmatilobé à palmatipartite en trois ou sept segments (**De Lannoy, 2001**).

Les fleurs sont axillaires, solitaires ou en grappe ; pédicelle jusqu'à 3 cm de long sur la fleur. Le calice, de 2–6 cm de long, avec 5 dents à l'apex, se fendant généralement sur un côté lors de l'expansion de la corolle. 5 pétales libres, obovales à orbiculaires, de 3–7 cm de long, charnus à la base, obtus à rétus à l'apex, glabres, jaunes, virant souvent au rose après la floraison, avec un centre violet foncé. Les étamines réunies en tube staminal jusqu'à 2,5 cm de long, blanches, glabres ; ovaire supère, style à 5–10 bras de 3–5 mm de long, stigmates violet foncé, avec des poils simples (**Siemonsma, 1982**).

Le fruit est une capsule allongée, conique ou cylindrique, comprenant pour la plupart cinq cavités contenant des ovules. Le fruit est en fait une longue gousse et généralement nervurée, se développant à l'aisselle des feuilles et sans épine. Le fruit est généralement vert jaunâtre à vert, mais parfois violet ou vert blanchâtre. Les gousses sont la partie comestible, Le fruit du gombo contient de nombreuses graines ovales, lisses, striées et vert foncé à brun foncé de 3–6 mm de diamètre, portent rarement de longs poils rouges sur le tégument (**Siemonsma, 1982**).

4. Croissance et développement

Le gombo est principalement propagé par graines à une durée de vie de 90-100 jours. La floraison est continue mais fortement dépendante du stress biotique et abiotique. La plante porte habituellement sa première fleur un à deux mois après le semis. Le fruit se développe rapidement après la floraison. La plus grande augmentation de la longueur, de la taille et du diamètre des fruits se produit entre le 4^{ème} et le 6^{ème} jour après la pollinisation (**Siemonsma et Hamon, 2004**).

Les gousses de gombo sont récoltées lorsqu'elles sont immatures et riches en mucilage, mais avant de devenir très fibreuses. En général, la production de fibres dans le fruit commence à partir du 6^{ème} jour de la formation des fruits et une augmentation soudaine de la teneur en fibres à partir du 9^{ème} jour est observée (**Nath, 1976**).

CHAPITRE I - RAPPEL BIBLIOGRAPHIQUE

5. Exigences

Le gombo a besoin de températures supérieures à 20 ° C pour une croissance et un développement normaux (**Lamont 1999 ; Abd El-Kader et al., 2010**). Le pourcentage de germination et la vitesse d'émergence sont optimaux à 30-35 ° C (**Akande et al., 2003**). L'initiation florale et la floraison sont retardées par l'augmentation des températures (corrélation positive entre la température et nombre de nœuds végétatifs) (**Lamont, 1999; Abd El-Kader et al., 2010**). *Abelmoschus* spp. est une plante de courte durée, mais sa large répartition géographique (jusqu'à des latitudes de 35-40 °) indique que les cultivars diffèrent nettement en sensibilité.

Le gombo préfère les sols limon- sableux bien drainés, avec un pH de 6-7, et une teneur élevée en matière organique (**Lamont, 1999; Adilakshmi et al., 2008; Akanbi et al., 2010; Akande et al., 2010**). Le gombo nécessite une précipitation modérée de 80 à 100 mm/an bien répartie pour produire ses jeunes fruits comestibles sur une période relativement longue. Une température moyenne de 20 ° C à 30 ° C est considéré comme optimale pour la croissance, la floraison et la fructification (**Akinyele et Temikotan, 2007; Dada et Fayinminnu 2010**).

6. Maladies et insectes ravageurs

Le gombo est sensible à une vaste gamme d'insectes nuisibles et de maladies (**N'Guessan et al., 1992, Ghanem, 2003**)(tableau 6 et 7).

CHAPITRE I - RAPPEL BIBLIOGRAPHIQUE

Tableau 6. Liste des insectes ravageurs courants sur le gombo

Noms communs	Noms scientifiques	Stade de culture sensible	Références
Criquet	<i>Metioche vittaticollis</i> ; <i>Anaxipha longipennis</i>	Début végétatif- récolte	Charrier (1984)
Trémie de feuilles de coton	<i>Amarasca biguttula</i>	Début végétatif-	Adilakshmi et al. (2008)
Cochenille farineuse	<i>Maconellicoccus hirsutus</i>	Végétatif	Department of Biotechnology (2009)
Pucerons du coton	<i>Aphis gossypii</i>	Végétatif	Charrier (1984)
Acarien rouge du gombo	<i>Tetranychus macfarlanei</i>	Semis	Lamont (1999)
Coléoptères	<i>Podagrica spp</i>	végétatif Récolte	Fasunwon & Banjo (2010)

Tableau 7. Liste des maladies courantes sur le gombo

Maladies communes	Noms scientifiques	Stade sensible	Références
Pod spot	<i>Alternaria sp.</i>	fructification	Kumar et al. (2010)
Anthracnose	<i>Colletotrichum spp.</i>	Floraison- fructification	Lamont (1999)
Mildiou	<i>Erysiphe cichoracearum</i>	Végétatif	Givord et Denboer (1980)
Virus (mosaïque de veines jaunes)	<i>Pseudocercospora abelmoschi</i>	végétatif - Récolte	Rashid et al. (2002)
Tache de feuille	(Ell. & Ev.) Deighton	végétatif	Moekchantuk et Kumar (2004)
Nématodes cécidogènes	<i>Meloidogyne spp.</i>	Semis	Kumar et al. (2010)
Okra Leaf Curl Virus	Genus <i>Begomovirus</i>	végétatif -Récolte	Ghanem (2003)

CHAPITRE I - RAPPEL BIBLIOGRAPHIQUE

7. Intérêt

Le gombo (*Abelmoschus esculentus*) est une culture végétale de grande importance (Saifullah et Rabbani, 2009), cultivée dans de nombreux pays (Qhureshi, 2007), en raison de ses diverses utilisations des feuilles, des bourgeons, des fleurs, des gousses, des tiges et des graines fraîches (Mihretu et al., 2014).

a. Médical

La forte consommation de produits végétaux est associée à la réduction du risque d'un certain nombre de maladies chroniques, telles que l'athérosclérose et le cancer (Gossiau et Chen, 2004). Dans certains pays, le gombo est utilisé en médecine traditionnelle comme agent, gastroprotecteur, diurétique (Gurbuz, 2003).

La graine de gombo est riche en composés phénoliques (Shui et Peng, 2004), qualifiés comme antioxydant, anti-inflammatoire et antimicrobien (Ali et Deokule, 2008; Manach et al., 2005; Middleton, 2000). Sa richesse en fibres aide également à soutenir le niveau de sucre dans le sang, en ralentissant l'assimilation du sucre dans les intestins (Ngoc et al., 2008). En outre, la quantité élevée d'acide folique dans le gombo joue un rôle important dans la formation du tube neural du fœtus pendant la quatrième à la douzième semaine de grossesse (Zaharuddin et al., 2014). Le gombo est en outre chargé de pectine qui peut réduire le cholestérol sanguin élevé (Ngoc et al., 2008). Des tests effectués en Chine suggèrent qu'un extrait alcoolique de feuilles de Gombo peut éliminer les radicaux libres de l'oxygène, atténuer les maladies tubulaires-interstitielles rénales, réduire la protéinurie et améliorer la fonction rénale (Liu et al., 2005, Kumar et al., 2009).

b. Industriel

La tige est constituée de fibres qui sont utilisées pour la confection de cordes, de sacs, de paniers, de lignes de pêche et de pièges à gibier. Les fibres servent aussi dans l'industrie textile et dans la fabrication de papier et de carton (Marius et al., 1997 ; De Lannoy, 2001 ; Siemonsma et Hamon, 2004; Shamsul et Arifuzzaman, 2007). Les polysaccharides peuvent être combinés avec l'acrylamide pour développer de nouveaux matériaux polymères biodégradables (Mishra et al., 2008). Les graines de gombo de Grèce sont une source potentielle des huiles essentielles, avec des concentrations variant de 20% à 40% (Sorapong, 2012).

CHAPITRE I - RAPPEL BIBLIOGRAPHIQUE

c. Alimentaire

Le gombo a été qualifié de «légume villageois parfait» en raison de sa nature robuste, de ses fibres alimentaires et de son équilibre protéinique (**Holser et Bost, 2004; Sanjeet et al., 2010**). La composition en acides aminés de la protéine de gombo est comparable à celle du soja (**Adetuyi et al., 2012**), Par conséquent, il joue un rôle vital dans l'alimentation humaine (**Farinde et al., 2007**).

Les graines de gombo contiennent environ 20 à 40% d'huile (**Sorapong Benchasr, 2012**). L'huile de graines de gombo est une source riche en acide linoléique, un acide gras polyinsaturé essentiel à la nutrition humaine (**Savello et al., 1980**). Le mélange de farine du Gombo avec celle du maïs augmente la teneur en protéines, en cendres, en huile et en fibres (**Akingbala et al., 2003**). Le gombo contient également des hydrates de carbone et des vitamines (**Dilruba et al., 2009**). Tandis que, Le potassium, le sodium, le magnésium et le calcium sont les principaux éléments des gousses contenant environ 17% (**Moyin-Jesu, 2007**). Les gousses fraîches sont faibles en calories (20 pour 100 g), pratiquement sans matières grasses, riches en fibres et contiennent plusieurs nutriments précieux (**Cook et al., 2000**).

CHAPITRE II – MATERIEL ET METHODES

CHAPITRE II : MATERIEL ET METHODES

1. Matériel végétal

Les graines d'*Abelmoschus esculentus* (L.) récoltées à partir de la région de Nechmaya (Wilaya de Guelma, Nord-Est Algérien) en 2014. Ces graines sont prélevées de la collection du laboratoire de Physiologie Végétale de l'Université d'Oran I.

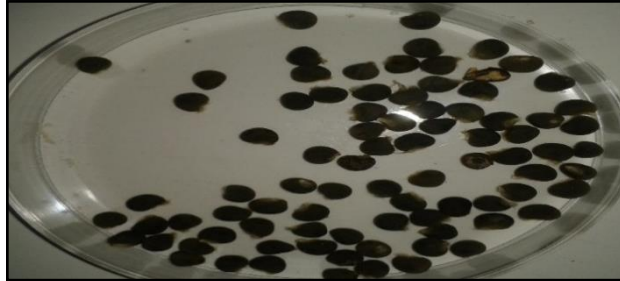


Photo.1- les semences de gombo d'*Abelmoschus esculentus* (L.)

2. Préparation du substrat de culture

Le substrat de culture est constitué de sable récupéré à partir de la dune côtière de Sidi Mansour la commune de Fornaka, tamisé et traité à l'esprit de sel afin d'éliminer les impuretés organiques, puis lavé abondamment à l'eau déminéralisée ; ensuite le sable est mélangé à la tourbe (2V/V). La bentonite sous sa forme commerciale, récupérée de la société BENTAL de Mostaganem, est additionnée au substrat dans les proportions de 3.5 et 7 %.

Les pots en plastique (30 cm de profondeur et une capacité de 1.8 kg) sont entreposés selon un dispositif au hasard (Photo 2), soit trois blocs de pots répartis respectivement, le premier protocole au NaCl à 0 (témoin), 100 et 300 mM en absence de bentonite. Le second et le troisième protocole concerne les lots en présence de bentonite à 3.5 et 7 % dans les mêmes conditions de salinité ; Cinq répétitions de plantes sont opérées pour chaque traitement.



Photo.2- Disposition des pots selon la dose de bentonite et la concentration saline.

CHAPITRE II : MATERIEL ET METHODES

Tableau 9. Caractéristiques des substrats de culture

caractéristique	Sans bentonite	3.5% bentonite	7% bentonite
pH eau	8.46	8.06	8.42
CE (ds/m)	0.113	0.313	0.105
CaCO ₃ Total (%)	17.83	17.83	17.83
MO (%)	2.75	1.90	2.11
CEC (meq/100g)	6.75	6	12
Ca ⁺⁺ (meq/100g)	7.57	7.88	7.51
Mg ⁺⁺ (meq/100g)	3.63	0.858	2.43
K ⁺ (meq/100g)	0.391	0.153	0.09
Na ⁺	1.646	1.659	2.07
Argile (%)	1	4	17
Limon (%)	1	2	1
sable	98	94	82
Classe texturale	S	S	LS

3. Préparation des semences et la mise en culture

Les graines sont désinfectées à l'hypochlorite de sodium (8 %) pendant 5 min, puis rincées abondamment à l'eau distillée. Les graines subissent un pré-trempage pendant 1h dans l'eau distillée, puis semées dans des alvéoles remplies de terreau (photo 3-a). Un arrosage à l'eau distillée est effectué chaque jour. Au bout d'une semaine, les plantules sont repiquées dans les pots (photo 3-b). Un arrosage tous les deux jours est opéré à la solution nutritive de **Hoagland (1938)** à 60 % de la capacité de rétention du substrat. L'expérimentation est réalisée en avril 2017 dans la serre contrôlée du laboratoire de Physiologie Végétale de l'Université d'Oran I.



Photo.3- Plantes d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées d'une semaine (a).

Plantes d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de trois semaines (b).

CHAPITRE II : MATERIEL ET METHODES

4. Application du stress salin

Après 53 jours de cultures, les plantes ont subi pendant une semaine un stress salin au NaCl à 100 et 300 mM. Les plantes témoins reçoivent de la solution nutritive de Hoagland à 60 % de la capacité de rétention du substrat.



Photo.4- les plantes d'*Abelmoschus esculentus* (L.) après l'application du stress.

5. Les paramètres mesurés

1. Teneur relative en eau des feuilles (Relative Water Content)

C'est l'un des principaux paramètres qui indique le niveau hydrique de la plante ou encore la turgescence cellulaire. La RWC est déterminée par la méthode décrite par (Serrieys, 1992), sur une feuille bien développée, coupée à la base du pétiole et pesée immédiatement de retour au laboratoire pour obtenir le poids frais Pf.

Son extrémité coupée est ensuite placée dans un tube à essai contenant de l'eau distillée. L'ensemble est mis à 4°C, à l'obscurité pendant 24 heures. Après avoir légèrement épongé l'échantillon entre deux feuilles de papier absorbant, celui-ci est pesé, la pesée de la feuille après la réhydratation donne un poids de réhydratation (Pr). L'échantillon est ensuite placé dans une étuve à 85°C pendant 48 heures. Il est pesé et le poids sec (Ps) est enregistré.

Le RWC est calculé par la formule décrite par Clark et Mac-Caig (1982).

$$RWC (\%) = (Pf - Ps) 100 / (Pr - Ps)$$

2. Taux de Déperdition d'eau par transpiration (Relative Water Loss)

La perte en eau des feuilles ou Relative Water Loss (RWL) est mesurée sur une feuille bien développée dont la surface foliaire est déterminée. Le limbe foliaire excisé à la base du pétiole et mise dans un tube à essai remplie d'eau, l'ensemble est placé pendant 48 heures à

CHAPITRE II : MATERIEL ET METHODES

l'obscurité à une température de 4 °C. à l'aide du papier buvard la feuille est essuyer afin d'éliminer l'excès d'eau pour être peser (poids initial P_i), le poids de la feuille est mesuré après 1 et 2 heures dans les conditions du laboratoire (température ambiante), ce qui représente le poids après transpiration (P_t).

Le taux de Déperdition d'eau par transpiration des feuilles est calculé selon la formule décrite par **Clark et Mac-Caig (1982)**.

$$RWL(mgH_2O.cm^{-2}.min^{-1}) = \frac{(P_i - P_t)}{t \times sf}$$

3. La résistance et la conductance stomatique

Les mesures de la résistance et la conductance stomatiques sont effectués dans la matinée sur des feuilles bien développées à l'aide de poromètre automatique (DELTA-TDE vises cambridge).

4. Dosage des pigments chlorophylliens

La teneur en chlorophylle a, chlorophylle b, chlorophylle totale, les caroténoïdes sont déterminés selon la méthode de **Lichtenthaler (1987)** sur l'avant dernière feuille. Dans un tube à essai, on ajoute à 100 mg d'échantillon frais coupé en petits fragments, 10ml d'acétone à 95%, l'ensemble est conservé à l'obscurité à 4°C pendant 48 heures.

La densité optique est lue à l'aide d'un colorimètre. Deux mesures de densité optique sont effectuées à deux longueurs d'ondes différentes correspondant aux pics d'absorption de la chlorophylle a (663 nm) et de la chlorophylle b (647 nm).

L'appareil est étalonné avec la solution témoin à base d'acétone à 95%. Les concentrations de la chlorophylle a, chlorophylle b, chlorophylles totales et les caroténoïdes sont calculées par les formules suivantes :

$$\text{Chl a } (\mu\text{g. mL}^{-1}) = 12,25. DO_{663} - 2,79. DO_{647}$$

$$\text{Chl b } (\mu\text{g. mL}^{-1}) = 21,5. DO_{647} - 5,10. DO_{663}$$

$$\text{Car } (\mu\text{g. mL}^{-1}) = \frac{(1000. DO_{470} - 1,82. chla - 85,02chlb)}{198}$$

CHAPITRE II : MATERIEL ET METHODES

5. Détermination des sucres solubles

L'extraction et le dosage des sucres totaux (saccharose, glucose, fructose, leurs dérivés méthylés et les polysaccharides) sont réalisés par la méthode de **Shields et Burnett (1960)** modifiée par **Lewicki (1993)**.

L'extraction consiste à prendre 100 mg de matériel végétal frais et les broyer dans 5.25 ml d'éthanol à 80 %, puis on laisse à température ambiante pendant 48 heures, ensuite l'extrait (a) obtenu est dilué 10 fois à l'éthanol à 80 %.

Pour le dosage, on prélève 2 ml de la solution (a) dans un tube à essai, on ajoute 4 ml de réactif (b) qui se prépare comme suit : 2 mg d'anthrone pure dans 1 litre d'acide sulfurique H_2SO_4 . L'ensemble est maintenu dans un bac à glace pendant 5 minutes pour diminuer la température après l'ajout de l'acide sulfurique. Juste après on place les tubes dans le bain-marie pendant 8 minutes à 92 °c, puis on les laisse reposer pendant 30 minutes à l'obscurité. La densité optique est lue à 585 nm.

6. Extraction et dosage de la proline

➤ L'extraction

L'extraction à l'éthanol est préconisée par l'**A.O.A.C (1955)** et modifiée par **Nguyen et Paquin** en 1971, elle consiste à broyer 100 mg de matériel végétal sec avec 1.25 ml d'éthanol concentré à 95 % dans un mortier, suivi de trois rinçage et lavage avec 1.25 ml d'éthanol 70 % à chaque fois, la solution finale obtenue d'environ 5 ml, est recueillie dans un tube à essai. On le laisse pendant 1 heure afin qu'on obtienne deux phases, une phase supérieure de couleur verte claire contenant des acides aminés, des sucres, des acides organiques et d'autres composants et une phase inférieure, de couleur verte foncé contenant la chlorophylle et des lipides.

On prélève 2.5 ml du surnageant, on le place dans un autre tube aux quel sont ajoutés 1 ml de chloroforme et 1.5 ml d'eau distillée. Après agitation, la solution est maintenue au repos pendant 24 heures au froid pour une bonne séparation, on distingue deux phases :

- une phase supérieure : incolore contenant des acides aminés.
- phase inférieure : jaune verdâtre ou marron.

➤ Dosage

Le dosage de la proline est réalisé selon la technique **Bergman et Loxley (1970)**. On met dans un tube à essai 1 ml de la phase supérieure du milieu d'extraction, on ajoute 2 ml de NaCl à 5 M et 5 ml d'eau distillée, puis on passe à l'agitation. On prend 2 ml de la dernière solution dans un autre tube, on ajoute 2 ml de la solution tampon phosphate (PH = 3, NaH_2PO_4 à 3.88

CHAPITRE II : MATERIEL ET METHODES

M+H₃PO₄ à 5.32 M), puis on additionne 4 ml de ninhydrine (0.125 g de ninhydrine dans 2 ml de H₃PO₄ à 6 M et 3 ml d'acide acétique).

Après agitation et ébullition au bain marie à 100 °C pendant 1 heure (pour le développement de coloration), les tubes sont laissés à la température ambiante pour se refroidir durant 30 minutes à l'obscurité. La densité optique est lue à 515 nm.

7. Dosage des protéines totales

Les protéines totales ont été dosées selon la méthode de (**BRADFORD, 1976**) se basant sur le principe qu'en milieu acide les protéines forment des complexes avec certains colorants organiques. Le colorant utilisé est le bleu de Coomassie G250.

Le broyage des tissus frais est fait à froid, dans un mortier placé dans un bac à glace ; 1g de tissus frais est broyé en présence de 10ml de tampon d'extraction dont la composition est la suivante : tampon phosphate (0.1 M, pH 7), Triton x 100 à 0.1% ; EDTA.

Le broyat est ensuite centrifugé à 15000 tours pendant 10 mn, le surnageant (extrait protéique) est récupéré pour le dosage des protéines.

A un volume d'extrait protéique (100µl), sont ajoutés 5ml de réactif de Bradford, la réaction est laissée au moins 5mn pour le développement de la coloration, l'absorbance est lue à 595 nm à l'aide d'un spectrophotomètre. Les concentrations en protéines (mg .g⁻¹ PF), sont déterminées en se référant à la courbe d'étalonnage établie à l'aide de concentrations variées d'une solution de SAB (sérum albumine bovine), allant de 0 à 200 µg/ml (figure1, annexe I).

8. Dosage de Malondialdéhyde (MDA)

La peroxydation des lipides (lipoperoxydation) est l'oxydation des lipides insaturés catalysée par la peroxydase; Cette peroxydation est responsable des dommages tissulaires dus à la formation de radicaux libres lors du processus de peroxydation. Les antioxydants peuvent réduire ces effets délétères. La détermination des quantités de malondialdéhyde permet l'estimation de la peroxydation lipidique (**Harnandez et Almansa, 2002**) au niveau de la plante. 50 mg de matière sèche d'échantillon de différents traitements salins sont broyés puis homogénéisés dans 2 mL d'acide trichloracétique (TCA) à 1%. L'homogénat est centrifugé à 15000 tr/min pendant 10 min à 4°C. 0,5 mL du surnageant sont mélangés à 1,5 mL d'acide thiobarbiturique (TBA) préparé dans du TCA à 20%, le mélange final est incubé à 90°C pendant 20 min. Après l'arrêt de la réaction dans la glace, les échantillons sont centrifugés à 10000 tr/min pendant 5min.

CHAPITRE II : MATERIEL ET METHODES

L'absorbance du surnageant est lue à 532 nm. Après avoir soustrait l'absorbance non spécifique à 600 nm, la concentration du MDA est déterminée en utilisant le coefficient d'extinction $155 \text{ mM}^{-1} \cdot \text{cm}^{-1}$. Les résultats sont exprimés en $\mu\text{mol} \cdot \text{g}^{-1}$ de matière sèche.

9. Détermination du peroxyde d'hydrogène

La concentration du H_2O_2 est déterminée par la méthode de **Velikova et al. (2000)**, 100 mg de matière fraîche sont homogénéisés avec 2 mL d'acide trichloroacétique à 0.1 %. L'homogénat est centrifugé à 12000 tr/min pendant 15 min à 4°C ; à 500 μL du surnageant on a ajouté 500 μL de tampon phosphate (K_2HPO_4 , KH_2PO_4 : 10 mM, pH = 7) et 1 mL de iodeure de potassium (KI à 1M).

L'absorbance est lue à 390 nm, en utilisant le coefficient d'extinction $26.6 \text{ M}^{-1} \text{cm}^{-1}$. Les résultats sont exprimés en $\mu\text{mol} \cdot \text{g}^{-1}$ de matière fraîche.

10. Dosage des polyphénols totaux

100 mg de tissu végétal sont broyés dans 1 mL de méthanol, le tout est incubé durant 24 h à 4°C puis centrifugé pendant 15 min à 15 000 tr/min.

Les polyphénols sont déterminés par spectrophotométrie, suivant le protocole appliqué par **Miliauskas et al. (2004)**, 1 mL de l'extrait méthanolique est mélangé avec 5 mL de folin ciocalteu (dilué 10 fois) et 4mL de carbonate de sodium (Na_2CO_3) à 1M. L'absorbance est mesurée à 765 nm après incubation pendant 1 heure à température ambiante. La courbe d'étalonnage est effectuée par l'acide gallique (figure 3, annexe I). Les résultats sont exprimés en $\text{mg} \cdot \text{g}^{-1}$ de matière sèche.

11. Dosage des flavonoïdes

Selon le protocole de **Kim et al. (2003)**, 500 μL d'extrait méthanolique sont placés dans un tube avec 1500 μL d'eau distillée et 150 μL de nitrite de sodium (NaNO_2) à 5 %, 150 μL de trichlorure d'aluminium (AlCl_3) à 10 % sont ajoutés ; 500 μL de NaOH à 1 M sont ensuite ajoutés au milieu.

L'absorbance est lue immédiatement à 510 nm. La teneur en flavonoïde est calculée à partir d'une courbe d'étalonnage réalisée avec de la catéchine (figure 4, annexe I). Les résultats sont exprimés en $\text{mg} \cdot \text{g}^{-1}$ de matière sèche.

12. Dosage des éléments minéraux

100 mg de matière sèche et incinérés à 450°C pendant 2 heures au four à moufle. Après refroidissement, 2 ml de HNO_3 sont ajoutés, puis on remet au four pendant 1 heure. La cendre obtenue est dissoute dans 3 ml d' HCl (6N) puis filtrée, et le volume est amené à 50 ml. A partir de cette solution, les dosages de Na^+ , K^+ et Ca^{++} sont effectués par photométrie à flamme.

13. Indice de sensibilité relative à la salinité (ISRS)

La tolérance des plantes cultivées dans les différents substrats est évaluée à travers l'Indice de sensibilité relative à la salinité qui traduit le rapport de la sensibilité à un traitement (exprimée par le déficit relatif de biomasse dû au sel ou D.R.B.) à l'indice d'intensité de la salinité (I.I.S.), calculé par la formule décrite par Fisher et *al* (1978)

$$\text{I.S.R.S.} = \text{D.R.B.} / \text{I.I.S.}$$

$$\text{où D.R.B.} = \text{BTt} - \text{BTs} / \text{BTt}$$

BT est la biomasse totale moyenne de la plante cultivée dans un substrat donnée en absence de sel (t) ou sous contrainte saline (s).

$$\text{et I.I.S.} = \text{Mt} - \text{Ms} / \text{Mt}$$

M est la biomasse totale moyenne de toute les plantes en absence de sel (t) ou sous contrainte saline (s).

ANALYSE STATISTIQUE

Les données obtenues ont été soumises à une analyse de variance à l'aide du logiciel STAISTICA pour évaluer la significativité des effets testés. L'analyses des coposants principales. Les moyennes sont comparées par le test de Newman-Keuls <0,05.

CHAPITRE III – RESULTATS ET DISCUSSION

I. Effet de la salinité et la bentonite sur le comportement hydrique du gombo

(*Abelmoschus esculentus* L.)

1. Teneur relative en eau (Relative Water Content)

Les résultats de la figure 3 mettent en évidence une réponse différente des plantes stressées au NaCl, cultivées sous différentes doses de bentonite. En effet, chez les plantes conduites sous substrat sans bentonite (témoin), la RWC des feuilles a diminué significativement de 4 et 12 % sous l'effet de 100 et 300 mM NaCl respectivement. D'ailleurs, sous les concentrations 0, 100 et 300 mM de NaCl et en présence de bentonite à 3.5 %, le contenu hydrique des feuilles a subi une diminution significative par rapport au témoin (92.33 % pour les témoins contre 83.45, 84.36 et 84,67 % à 0, 100 et 300 mM NaCl). De même, Sous le substrat à 7 % de bentonite le contenu hydrique a montré une réduction significative sous les trois traitements salins par rapport au témoin (85.99, 84.22 et 84.92 % sous les traitements 0, 100 et 300 mM respectivement) (tableau 1, annexe III).

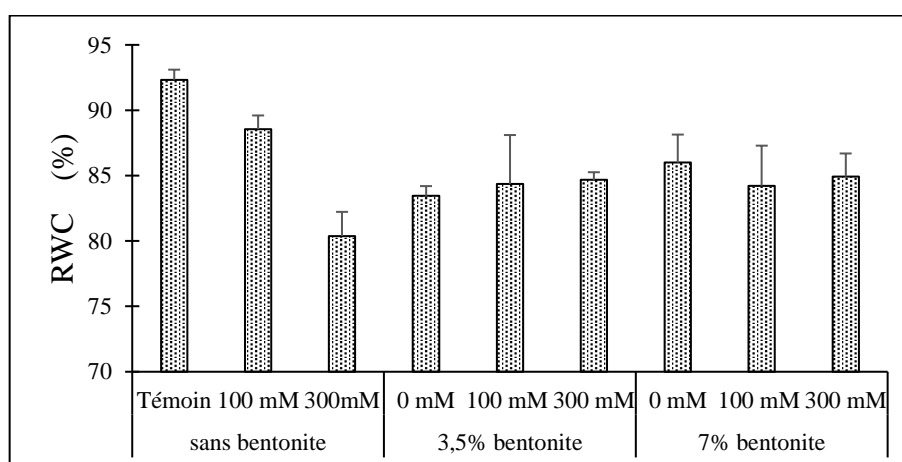


Fig. 3- RWC (%) des feuilles des plantes de Gombo (*Abelmoschus esculentus* L.) âgées de deux mois cultivées sur substrat bentonisé sous contrainte saline.

Témoin = Sans bentonite et sans NaCl 0 mM = 3.5 % bentonite sans NaCl.

0 mM = 7 % bentonite sans NaCl.

Les résultats montrent que la salinité et la dose de bentonite, ainsi que l'interaction entre les deux facteurs concluent un effet significatif sur la RWC ($p = 0.019$, $\alpha < 0.05$ pour la salinité), ($p = 0.002$, $\alpha < 0.05$ pour la bentonite), ($p = 0.000$, $\alpha < 0.05$ pour l'interaction salinité bentonite) (tableau 1, annexe II). L'analyse statistique révèle une corrélation non significative entre les facteurs étudiés (salinité et substrat) et le RWC ($r = -0.25$) ($r = -0.05$) (tableau 1, annexe V).

CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION

2. Déperdition de l'eau (Relative Water Loss).

Dans les conditions sans bentonite, la RWL foliaire des plantes témoins atteint son optimum de $0.047 \text{ mg H}_2\text{O.cm}^{-2}.\text{min}^{-1}$, suivi par les feuilles des plantes stressées au NaCl à 100 mM ($0.045 \text{ mg H}_2\text{O.cm}^{-2}.\text{min}^{-1}$) ; au-delà de cette concentration la RWL tend à la baisse jusqu'à $0.02 \text{ mg H}_2\text{O.cm}^{-2}.\text{min}^{-1}$. Sous le substrat bentonisé à 3.5 et 7 %, la transpiration des plantes ralentit de manière significative aussi bien pour les plantes non stressées (0.020 et $0.019 \text{ mg H}_2\text{O.cm}^{-2}.\text{min}^{-1}$) que celles conduites sous salinité aux deux concentrations de NaCl (0.019 et $0.018 \text{ mg H}_2\text{O.cm}^{-2}.\text{min}^{-1}$ sous 100 mM NaCl ; 0.019 et $0.016 \text{ mg H}_2\text{O.cm}^{-2}.\text{min}^{-1}$ sous 300 mM NaCl) par rapport au témoin non bentonisé et sans apport de NaCl ($0.047 \text{ mg H}_2\text{O.cm}^{-2}.\text{min}^{-1}$) (figure 4) (tableau 2, annexe III).

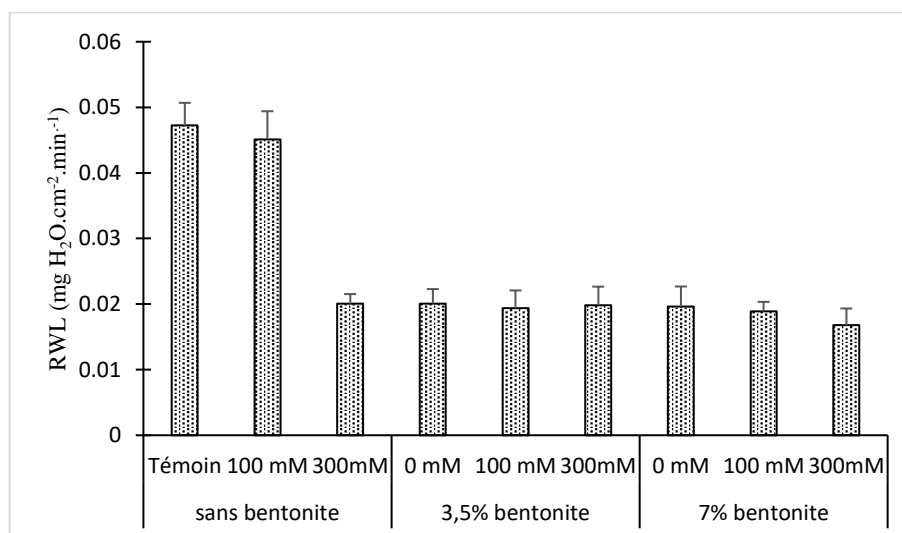


Fig. 4- RWL (%) des feuilles des plantes de Gombo (*Abelmoschus esculentus* L.) âgées de deux mois cultivées sur substrat bentonisé sous contrainte saline.

Les deux facteurs salinité et bentonite ont un effet significatif sur la RWL ($p = 0.000$, $\alpha < 0.05$), ($p = 0.000$, $\alpha < 0.05$), ainsi que, l'interaction des deux facteurs ($p = 0.000$, $\alpha < 0.05$) (tableau 2, annexe II). L'analyse statistique révèle une corrélation négative, significative entre la dose de bentonite et le RWL ($r = -0.67$) (tableau 1, annexe, V).

3. Conductance stomatique (cs)

Les résultats de la figure 5 présentent les variations de la cs en fonction de la salinité et la dose de bentonite. Sous substrat sans bentonite chez les plantes stressées à 100 mM de NaCl, la cs atteint une valeur élevée d'environ deux fois et demi ($424 \text{ mmol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$) comparativement aux plantes conduites sous bentonite à 3.5 et 7% (196.6 et $251 \text{ mmol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$). Le traitement à

CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION

300 mM NaCl réduit fortement la cs aussi bien pour les plantes témoins (sans bentonite) que celles cultivées sous substrat bentonisé aux deux doses (57.8, 116.8 et 14.98 mmol.m⁻².s⁻¹).

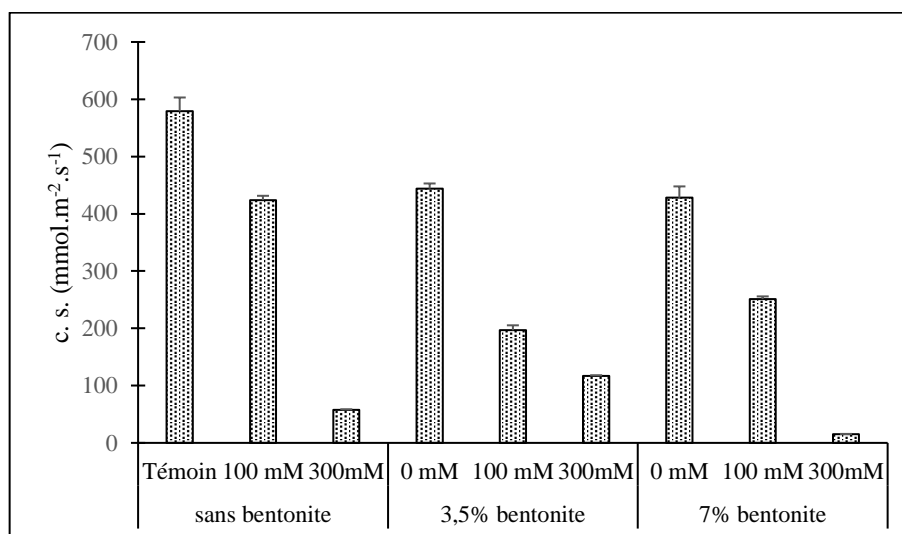


Fig. 5- Conductance stomatique (mmol.m⁻².s⁻¹) des feuilles des plantes de Gombo (*Abelmoschus esculentus* L.) âgées de deux mois cultivées sur substrat bentonisé sous contrainte saline.

La salinité, la bentonite et l'interaction entre eux ont un effet hautement significatif sur la conductance stomatique ($p = 0.000$, $\alpha < 0.05$), ($p = 0.000$, $\alpha < 0.05$), ($p = 0.000$, $\alpha < 0.05$) (tableau 3, annexe II). L'analyse des résultats montre que la corrélation entre le sel et la conductance stomatique est hautement significative ($r = -0.90$) (tableau 1, annexe V).

4. Résistance stomatique

L'examen de la figure 6 montre que la rs augmente dans le même sens que la concentration de la solution saline. Les valeurs les plus élevées sont observées à 300 mM de NaCl sous le substrat à 7 % de bentonite avec 16.48 m² s mol⁻¹ suivie par le substrat sans bentonite et à 3.5 % de bentonite avec 15.16 et 13.12 m² s mol⁻¹ respectivement. En revanche, les valeurs de la rs les plus faibles sont enregistrées chez les plantes témoins cultivées sur les trois types de substrat (3.5%, 7% et sans bentonite) avec 1.79, 2.46 et 3.22 m² s mol⁻¹ respectivement.

L'étude statistique indique que l'effet sel, bentonite et sel×bentonite est hautement significatif pour la résistance stomatique ($p = 0.000$, $\alpha < 0.05$), ($p = 0.000$, $\alpha < 0.05$), ($p = 0.000$, $\alpha < 0.05$) (tableau 4, annexe II). Les résultats indiquent aussi que la corrélation positive est

CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION

hautement significative entre le sel et la conductance stomatique ($r = 0.94$) (tableau 1, annexe V).

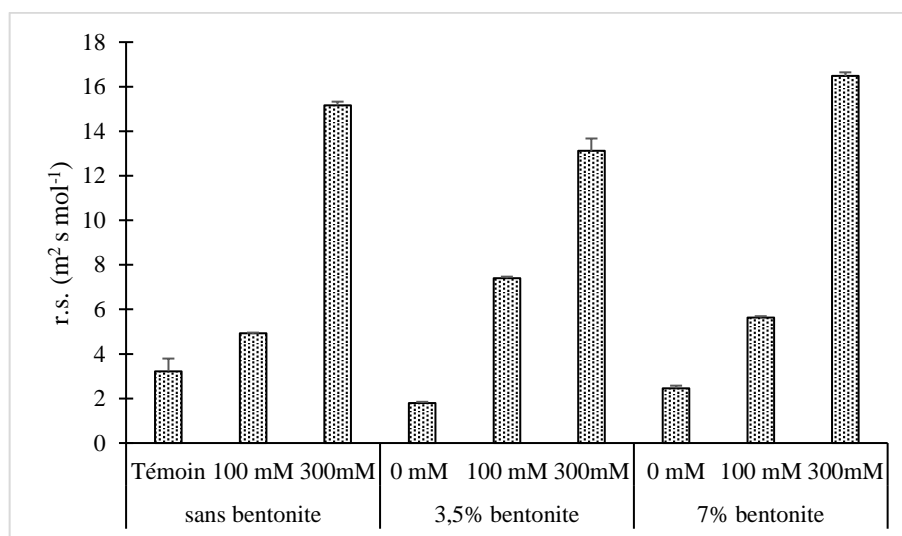


Fig. 6- Résistance stomatique ($m^2 s mol^{-1}$) des feuilles des plantes de Gombo (*Abelmoschus esculentus* L.) âgées de deux mois cultivées sur substrat bentonisé sous contrainte saline.

II. Effet de la salinité et la bentonite sur les caractéristiques biochimiques du gombo.

1. Chlorophylles a et b

a. Chlorophylle a

Sous le substrat sans bentonite, la teneur en chlorophylle a diminue quelle que soit la concentration saline. La teneur la plus basse est enregistrée sous 300 mM soit une diminution d'environ de moitié par rapport au témoin ($520.38 \mu g.g^{-1}$ PF contre 925.54). Sous le traitement à 100 mM cette diminution reste légèrement en deçà du témoin ($843.57 \mu g.g^{-1}$ PF) (fig.7).

Sous le substrat à 3.5 % de bentonite, l'accumulation de la chlorophylle a reste peu affectée par l'intensité du stress salin. Les valeurs enregistrées fluctuent respectivement autour de 1105.03 , 1080.43 et $1025.08 \mu g.g^{-1}$ PF à 0, 100 et 300 mM de NaCl (tableau 5, annexe III). Sur substrat à 7 % de bentonite, l'effet salinité n'affecte pas la chlorophylle a même si on observe des teneurs élevées comparativement au traitement salin sous substrat non bentonisé. Il faut noter que la salinité à 300 mM en absence de bentonite réduit presque de moitié la teneur en chlorophylle a par rapport à la même concentration en NaCl aussi bien sous 3.5 que 7% de bentonite (520.38 contre 1025.08 et $918.36 \mu g.g^{-1}$ PF).

CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION

Le sel a un effet significatif sur la chlorophylle a ($p = 0.000$, $\alpha < 0.05$), on distingue des résultats hautement significative sur l'effet de bentonite ($p = 0.000$, $\alpha < 0.05$) de même sur l'interaction sel×bentonite ($p = 0.000$, $\alpha < 0.05$) (tableau 5, annexe II). L'analyse statistique révèle l'absence de corrélation entre les facteurs étudiés et la chlorophylle a ($r = 0.36$) ($r = -0.38$) (tableau 2, annexe V).

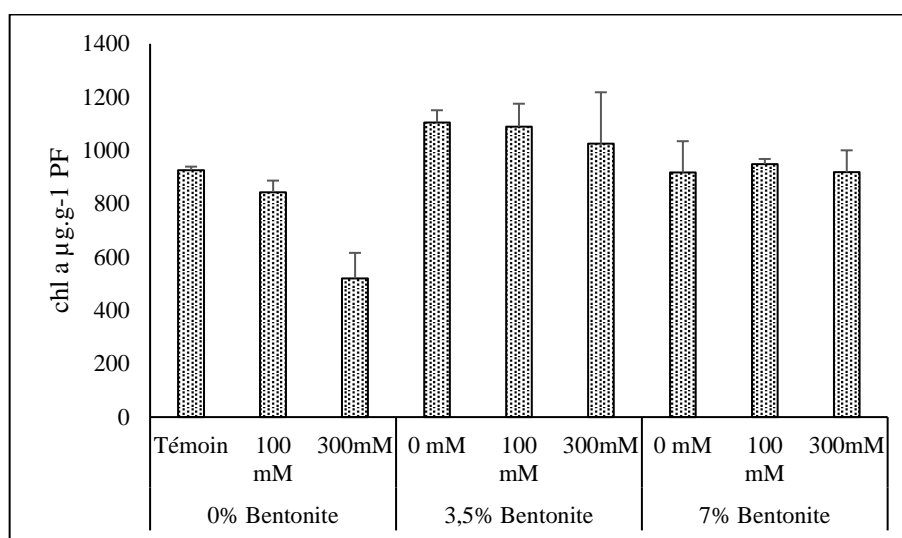


Fig. 7- Teneur en **chlorophylle a** ($\mu\text{g.g}^{-1}$ PF) des feuilles des plantes de Gombo (*Abelmoschus esculentus* L.) âgées de deux mois cultivées sur substrat bentonisé sous contrainte saline.

b. Chlorophylle b

La figure 8 montre que la teneur en chlorophylle b évolue de manière inversement proportionnelle à la concentration saline dans le milieu sans bentonite. Il faut remarquer qu'une chute remarquable des teneurs chez les plantes traitées à 100 et 300 mM de NaCl (139.33 et 88.18 $\mu\text{g.g}^{-1}$ PF) par rapport au témoin (234.62 $\mu\text{g.g}^{-1}$ PF) s'est exprimée (tableau 6, annexe III).

Sous 3.5% de bentonite, un ralentissement de la synthèse de la chlorophylle b est observé soit en absence ou à 100 mM de NaCl (173.44 et 182.00 $\mu\text{g.g}^{-1}$ PF) comparé aux plantes témoins (sans NaCl et sans bentonite). La salinité à 300 mM provoque de nouveau la synthèse des pigments chlorophylliens pour atteindre des teneurs autour de 230.56 $\mu\text{g.g}^{-1}$ PF (tableau 6, annexe III).

Sous 7% de bentonite, les teneurs en chlorophylle b suivent le même rythme que celles enregistrées pour les feuilles des plantes traitées sous les mêmes concentrations en NaCl sur substrat à 3.5% de bentonite.

CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION

La salinité n'a pas d'effet significatif sur la chlorophylle b ($p = 0.244$, $\alpha < 0.05$), des résultats hautement significative sur l'effet de bentonite ($p = 0.000$, $\alpha < 0.05$) de même sur l'interaction sel×bentonite ($p = 0.000$, $\alpha < 0.05$) (tableau 6, annexe II) sont obtenus. L'analyse statistique révèle l'absence de corrélation entre la bentonite et la chlorophylle b ($r = 0.46$) et pour le sel ($r = - 0.03$) (tableau 2, annexe V).

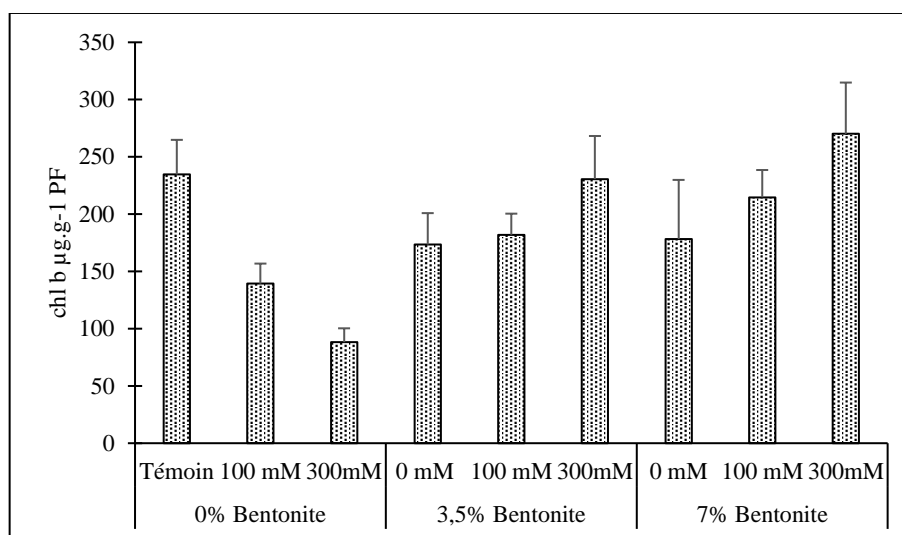


Fig. 8- Teneur en chlorophylle b ($\mu\text{g.g}^{-1}$ PF) des feuilles des plantes de Gombo (*Abelmoschus esculentus* L.) âgées de deux mois cultivées sur substrat bentonisé sous contrainte saline.

c. Caroténoïdes

La figure 9 illustrant les variations des teneurs en caroténoïdes des feuilles des plantes de Gombo âgées de deux mois sous contrainte saline cultivées sur substrat bentonisé montre que le NaCl à 100 mM n'a pas d'effet sur les caroténoïdes puisque leur teneur est identique à celle du témoin (284.03 pour $284.28 \mu\text{g.g}^{-1}$ PF). Au-delà de cette concentration, les teneurs en caroténoïde diminuent fortement pour atteindre $179.75 \mu\text{g.g}^{-1}$ PF sous le NaCl à 300mM (tableau 7, annexe III).

La synthèse des caroténoïdes est plus importante sous substrat bentonisé à 3.5 % que sous substrat sans bentonite. Les résultats n'ont montré aucune différence significative avec des teneurs de 382.41 , 372.66 et $330.36 \mu\text{g.g}^{-1}$ PF respectivement à 0, 100 et 300mM de NaCl. Une stabilité des teneurs en caroténoïdes est également observée à 7 % de bentonites avec des valeurs moins importantes que sous l'effet substrat 3.5 % de bentonite.

L'étude statistique montre que la salinité et la bentonite ont un effet hautement significatif sur les teneurs en caroténoïde ($p = 0.000$, $\alpha < 0.05$), ($p = 0.000$, $\alpha < 0.05$), l'interaction sel×bentonite n'a pas d'effet significatif sur ce paramètre ($p = 0.147$, $\alpha < 0.05$)

CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION

(tableau 7, annexe II). Aucune corrélation n'est observée entre le sel et les caroténoïdes comme entre ce dernier et la bentonite ($r = -0.40$) ($r = 0.28$) (tableau 2, annexe V).

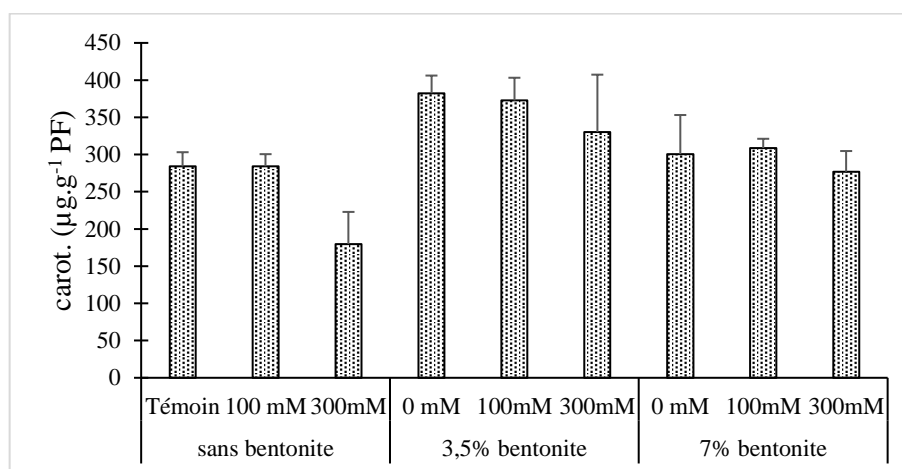


Fig. 9- Teneur en caroténoïdes ($\mu\text{g.g}^{-1}$ PF) des feuilles des plantes de Gombo (*Abelmoschus esculentus* L.) âgées de deux mois cultivées sur substrat bentonisé sous contrainte saline.

2. Sucres solubles

L'analyse de la figure 10 révèle que dans le substrat sans bentonite la teneur en ces composés est influencée par le traitement salin. Les teneurs foliaires évoluent proportionnellement par rapport au stress salin jusqu'à 100 mM (18.97 mg.g^{-1} PF contre 22.04 mg.g^{-1} PF). Au-delà de cette concentration, la teneur en sucres double pour atteindre 35.83 mg.g^{-1} PF (tableau 8, annexe III). En revanche, dans les racines le traitement à 100 mM de NaCl provoque une accumulation importante de sucres par rapport au témoin ((21.58 contre 14.13 mg.g^{-1} PF). Alors qu'à 300mM de NaCl la teneur (23.73 mg.g^{-1} PF) ne présente aucune différence significative par rapport au traitement précédent (23.73 pour 21.58 mg.g^{-1} PF) (tableau 8, annexe III).

Dans le substrat 3.5 % de bentonite, les teneurs en sucres des feuilles évoluent à la hausse lorsque la salinité augmente dans le milieu de culture. Cette teneur varie jusqu'à 36.97 mg.g^{-1} PF sous le traitement à 100 mM de NaCl et atteint presque le double sous 300 mM de NaCl par rapport au témoin (46.50 contre 18.97 mg.g^{-1} PF). Par contre, les teneurs racinaires sont influencées négativement par le régime salin où l'intensité du traitement salin s'accompagne d'une diminution de la teneur en sucres des racines des plantes ayant subi un arrosage à 100 mM de NaCl (25.57 mg.g^{-1} PF) par rapport au celles non stressées (31.05 mg.g^{-1} PF), la teneur enregistrée sous 300 mM (10.62 mg.g^{-1} PF) est inférieure à celle des racines témoins (tableau 8, annexe III).

CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION

Les plantes cultivées sur substrat à 7 % bentonite montrent que les teneurs en sucres des feuilles sont plus importantes sous tous les traitements comparativement au substrat sans bentonite ; en effet sous 100 mM de NaCl la teneur de sucre accumulée représente 30.86 mg.g⁻¹ PF, alors que sous 300mM, cette teneur atteint 48.05 mg.g⁻¹ PF contre 30.86 mg.g⁻¹ PF chez les plantes témoins. Le contenu des racines en sucres est moins important que dans les feuilles jusqu'à 100 mM de NaCl ; au-delà de cette concentration en sel cette accumulation va dans le sens feuilles racines. Sous 100 et 300 mM de NaCl, la teneur racinaire en sucres est plus importante par rapport au témoin (20.31 et 47.13 mg.g⁻¹ PF contre 14.13 mg.g⁻¹ PF) (tableau 8, annexe III).

D'après les résultats, le NaCl et la bentonite ainsi que l'interaction NaCl × bentonite montrent un effet hautement significatif sur la synthèse des sucres ($p=0.000$, $\alpha < 0.05$), ($p=0.000$, $\alpha < 0.05$), ($p = 0.000$, $\alpha < 0.05$) (tableau 8, annexe II). Dans le substrat sans bentonite les résultats expriment une corrélation positive hautement significative entre le NaCl et l'accumulation de sucres solubles ($r = 0.77$) (tableau 3, annexe V), comme dans le substrat à 7 % de bentonite ($r = 0.78$) (tableau 5, annexe V) ; par contre dans le substrat à 3.5 % de bentonite aucune corrélation n'est marquée entre les deux facteurs ($r = -0.07$) (tableau 4, annexe V).

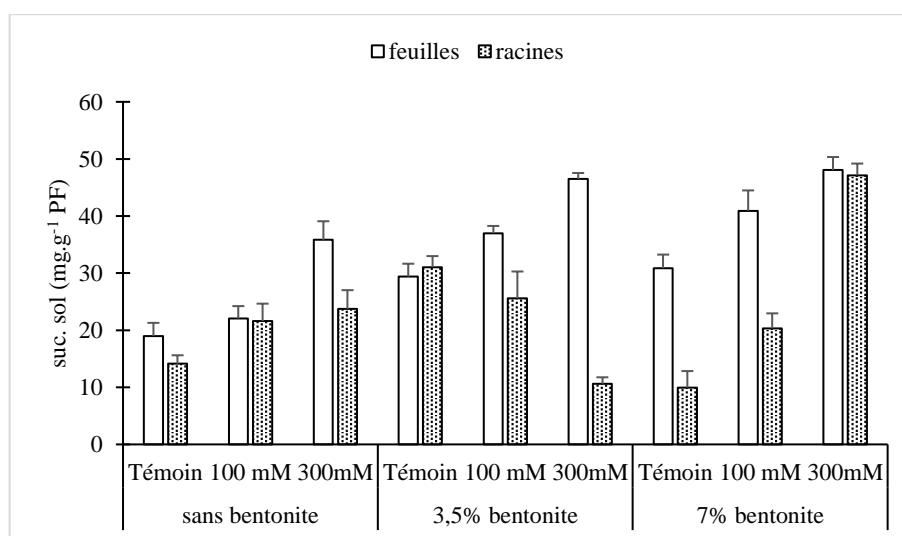


Fig. 10- Teneur en sucres solubles (mg.g⁻¹ PS) des feuilles et des racines des plantes de Gombo (*Abelmoschus esculentus* L.) âgées de deux mois cultivées sur substrat bentonisé sous contrainte saline.

3. Proline

La figure 11 montre que la proline s'accumule davantage dans les feuilles lorsque le milieu de culture s'enrichit en NaCl, sa teneur passe significativement de 0.25 mg.g⁻¹ de PS dans les

CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION

feuilles des plantes témoins à 0.55 mg.g^{-1} PS dans les feuilles des plantes stressées à 300 mM de NaCl. Pour les racines, chez les plantes témoins, la teneur en proline passe de 0.23 à 0.50 mg.g^{-1} PS dans les racines des plantes traitées à 300 mM de NaCl. Il est à noter également que les teneurs en proline accumulées dans les feuilles et les racines sont voisines sous tous les traitements (tableau 9, annexe III).

Dans les feuilles des plantes conduites sous substrat bentonisé à 3.5 %, la teneur en proline augmente sous l'effet stress salin, elle est de 0.25 mg.g^{-1} PS dans les feuilles des plantes non stressées contre 0.35 mg.g^{-1} PS à 100 mM de NaCl. Cette teneur est trois fois plus sous le traitement à 300 mM de NaCl (0.75 mg.g^{-1} PS) (tableau 9, annexe III). En absence du stress salin, la proline s'accumule davantage dans les racines que dans les feuilles. Au-delà de 100 mM de NaCl, le sens d'accumulation s'inverse.

Sous le substrat enrichi en bentonite (7 %), les résultats montrent que la proline s'accumule davantage dans les racines que dans les feuilles en présence de NaCl. Au-delà de 100 mM de NaCl, l'accumulation de la proline ralentit remarquablement dans les racines alors qu'elle se maintient à son rythme dans les feuilles.

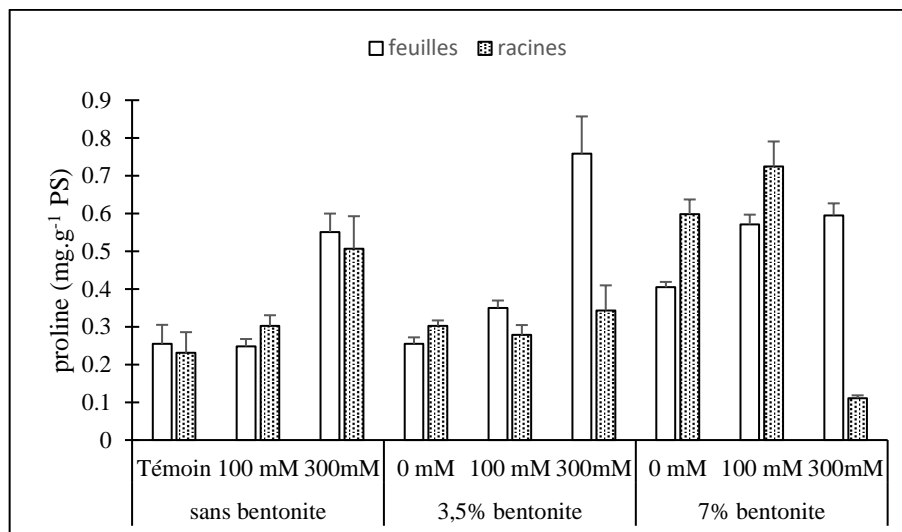


Fig.11 -Teneur en proline (mg.g^{-1} PS) des feuilles et des racines des plantes de Gombo (*Abelmoschus esculentus* L.) âgées de deux mois cultivées sur substrat bentonisé sous contrainte saline.

L'étude statistique indique que l'effet NaCl, bentonite et NaCl \times bentonite est hautement significatif ($p = 0.00$, $\alpha < 0.05$) (tableau 9, annexe II). L'analyse statistique révèle une corrélation positive hautement significative entre le NaCl et l'accumulation de proline : $r = 0.90$

CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION

pour le substrat sans bentonite (tableau 3, annexe V) ; $r = 0.66$ pour le substrat à 3.5 % de bentonite (tableau 4, annexe V), tandis que dans le substrat à 7 % de bentonite cette corrélation n'est pas significative $r = -0.39$ (tableau 5, annexe V).

4. Protéines totales

Les racines accumulent des quantités négligeables par rapport aux feuilles sous tous les traitements (figure 12). Il faut noter des valeurs variant entre 14.72 mg.g⁻¹ de PF pour les feuilles des plantes témoins, 15.72 et 14.12 mg.g⁻¹ de PF pour les plantes traitées à 100 et 300mM de NaCl respectivement.

Par contre, il faut remarquer que la teneur en protéines augmente lorsque le milieu devient plus concentré en NaCl pour atteindre un maximum de 0.93 mg.g⁻¹ de PF à 300mM de NaCl alors que pour les racines des plantes témoins, la charge protéique est moindre (0.39 mg.g⁻¹ de PF) (tableau 10, annexe III).

Dans le deuxième milieu de culture à 3.5 % de bentonite, les protéines s'accumulent davantage dans les feuilles que dans les racines. Sous tous les traitements, la teneur en protéines augmente de manière significative aussi bien dans les feuilles (21.15, 21.32 et 18.32 mg.g⁻¹ de PF à 0 mM, 100 et 300 mM de NaCl respectivement contre 14.72 mg.g⁻¹ de PF chez les plantes témoins) que pour les racines (2.03, 2.02 et 1.08 mg.g⁻¹ de PF contre 0.39 mg.g⁻¹ de PF chez les racines des plantes témoins) (tableau 10, annexe III).

Sous 100 mM de NaCl, la protéosynthèse dans les feuilles des plantes cultivées sous substrat bentonisé à 7 % subit une forte accumulation (20.70 mg.g⁻¹ de PF) par rapport au témoin (14.12 mg.g⁻¹ de PF), suivie par les plantes non stressées (16.73 mg.g⁻¹ de PF) et celles traitées à 300 mM de NaCl (14.25 mg.g⁻¹ de PF) (tableau 10, annexe III).

Les teneurs en protéines des racines présentent les valeurs les plus élevées sous tous les substrats à des teneurs de 2.53 et 2.26 mg.g⁻¹ de PF sous 0 mM et 100 mM de NaCl. L'intensification du traitement salin s'accompagne d'une diminution de la concentration en protéine chez les plantes traitées à 300 mM de NaCl (1.78 mg.g⁻¹ de PF), mais cette teneur protéique reste significativement supérieure comparée à celle enregistrée pour les racines des plantes témoins (0.39 mg.g⁻¹ de PF).

Nos résultats indiquent que la salinité, la bentonite et l'interaction salinité×bentonite ont un effet significatif sur la protéosynthèse ($p = 0.000$, $\alpha < 0.05$), ($p = 0.000$, $\alpha < 0.05$), ($p = 0.000$, $\alpha < 0.05$) (tableau 10, annexe II).

CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION

Les résultats enregistrés dans les trois substrats sans bentonite, à 3.5 et 7 % indiquent que la corrélation entre le sel et la synthèse des protéines est absente ($r = -0.01$; $r = -0.09$; $r = -0.11$ respectivement) (tableau 3, 4 et 5, annexe V).

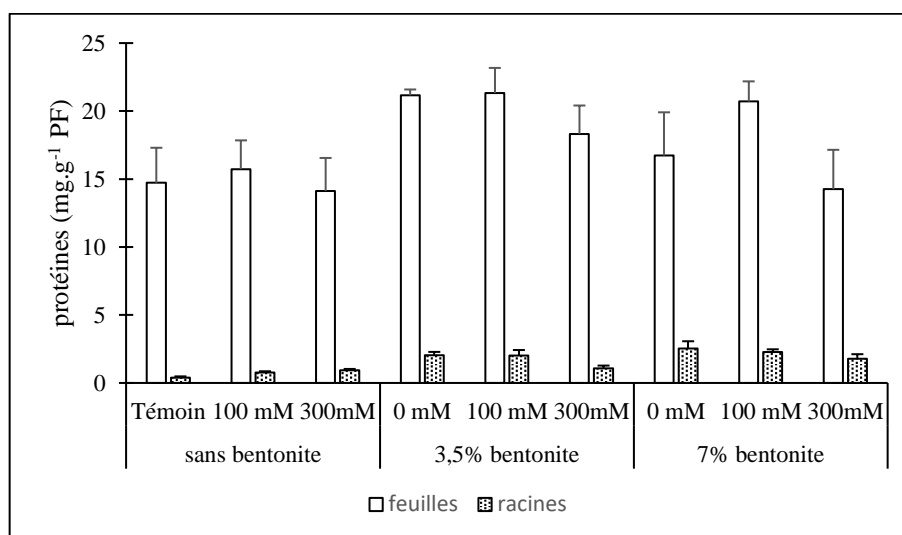


Fig.12- Teneur en protéines (mg.g⁻¹ PF) des feuilles et des racines des plantes de Gombo (*Abelmoschus esculentus* L.) âgées de deux mois cultivées sur substrat bentonisé sous contrainte saline.

III. Effet de la salinité et la bentonite sur le stress oxydatif.

1. Effet du NaCl et la bentonite sur la peroxydation lipidique (MDA)

En absence de bentonite dans le milieu de culture (fig.13), la concentration élevée 300 mM de NaCl entraîne une augmentation de l'accumulation en MDA, produit final de la peroxydation lipidique au niveau des feuilles (4.23 $\mu\text{mol.g}^{-1}$ PS), cette augmentation est non significative à 100 mM de NaCl (2.58 $\mu\text{mol.g}^{-1}$ PS) par rapport aux plantes témoins (1.89 $\mu\text{mol.g}^{-1}$ PS) (tableau 11, annexe III).

Cependant, dans les racines une diminution de teneur en MDA est marquée à 300 mM de NaCl (1.25 $\mu\text{mol.g}^{-1}$ PS) comparativement aux plantes témoins (1.94 $\mu\text{mol.g}^{-1}$ PS). En terme de quantité, il est constaté que la concentration modérée en NaCl n'influe pas significativement sur le MDA (1.61 $\mu\text{mol.g}^{-1}$ PS) (tableau 11, annexe III).

Sous toutes les concentrations et en présence de bentonite à 3.5 %, la teneur en MDA des feuilles n'a subi aucune différence significative par rapport au témoin avec (2.55, 2.01 et 1.70 $\mu\text{mol.g}^{-1}$ de PS à 0, 100 et 300 mM de NaCl contre 1.89 $\mu\text{mol.g}^{-1}$ de PS chez les plantes témoins) (tableau 11, annexe III).

CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION

Les racines des plantes traitées à 100 et 300 de NaCl présentent des valeurs moins importantes de MDA (1.70 et $1.57 \mu\text{mol.g}^{-1}$ de PS) par rapport aux plantes non stressées $2.18 \mu\text{mol.g}^{-1}$ de PS ; cette différence n'est pas significative par rapport aux plantes témoins ($1.94 \mu\text{mol.g}^{-1}$ de PS) (tableau 11, annexe III).

Les résultats sous substrat riche en bentonite (7 %), montre une stabilité du niveau de MDA des tissus foliaires et racinaires des plantes. Quelle que soit la concentration saline appliquée, les teneurs en MDA sont plus importantes dans les feuilles que dans les racines (2.16 , 1.83 et $2.47 \mu\text{mol.g}^{-1}$ de PS sous 0, 100 et 300 mM de NaCl pour les feuilles, 1.56 , 1.27 et $1.18 \mu\text{mol.g}^{-1}$ de PS sous 0, 100 et 300 mM de NaCl pour les racines) (tableau 11, annexe III).

L'analyse de la variance à deux facteurs permet de conclure que l'effet NaCl, bentonite et interaction NaCl \times bentonite agit significativement sur l'accumulation de MDA ($p = 0.000$, $\alpha < 0.05$), ($p = 0.000$, $\alpha < 0.05$), ($p = 0.000$, $\alpha < 0.05$) (tableau 11, annexe II). L'ACP montre qu'une corrélation négative hautement significative est signalée seulement sous substrat à 3.5% de bentonite ($r = - 0.64$) (tableau 7, annexe V).

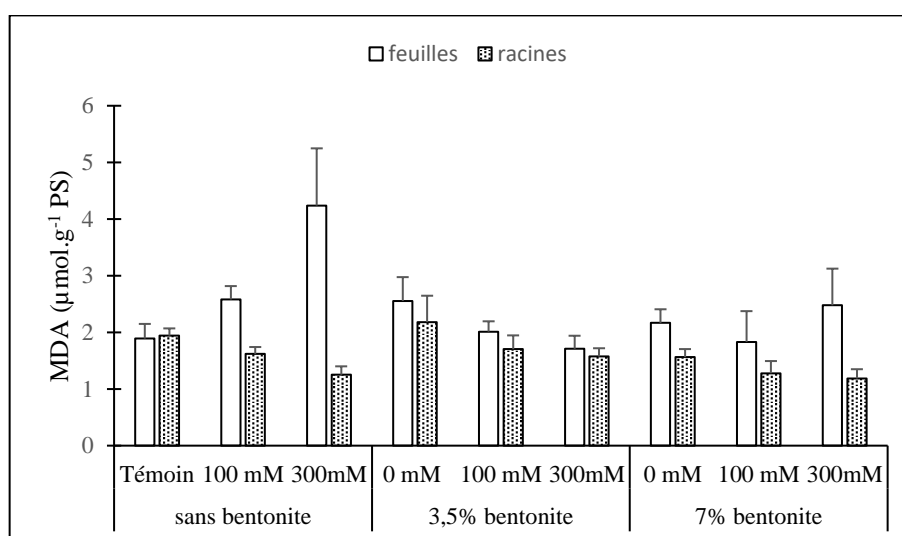


Fig.13- Teneur en MDA ($\mu\text{mol.g}^{-1}$ PS) des feuilles et des racines des plantes de Gombo (*Abelmoschus esculentus* L.) âgées de deux mois cultivées sur substrat bentonisé sous contrainte saline.

2. Effet du NaCl et de la bentonite sur le peroxyde d'hydrogène

L'accumulation de H_2O_2 dans les feuilles de gombo progresse avec la concentration en sel du milieu (fig.14). Sous 100 mM de NaCl, la production de H_2O_2 foliaire double comparativement aux plantes témoins (106.1 contre $50.05 \mu\text{mol.g}^{-1}$ de PF) ; cette teneur

CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION

augmente deux fois plus sous l'effet 300 mM de NaCl pour atteindre 246 $\mu\text{mol.g}^{-1}$ de PF (tableau 12, annexe III).

Les racines accumulent des quantités de H_2O_2 moins importantes que les feuilles. La valeur la plus élevée atteint 37.26 $\mu\text{mol.g}^{-1}$ de PF sous le traitement à 100 mM de NaCl alors qu'elle arrive au voisinage de 20.36 $\mu\text{mol.g}^{-1}$ de PF pour les racines des plantes témoins. La sévérité du stress salin provoque une diminution des teneurs en ce composé jusqu'à une valeur de 6.31 $\mu\text{mol.g}^{-1}$ de PF (tableau 12, annexe III).

Sous substrat bentonisé à 3.5 %, le H_2O_2 s'accumule davantage dans les feuilles que dans les racines. Les teneurs foliaires en H_2O_2 évoluent proportionnellement par rapport à la contrainte saline, en absence de sel la teneur en peroxyde d'hydrogène diminue par rapport au témoin (26.68 contre) ; au-delà de cette concentration le contenu foliaire en H_2O_2 augmente sous les deux traitements salins à 100 et 300 mM de NaCl par rapport au témoin (108.31 et 188.05 contre 50.05 $\mu\text{mol.g}^{-1}$ de PF) (tableau 12, annexe III).

Dans les racines, l'accumulation du H_2O_2 devient plus importante sous le traitement à 100 mM de NaCl pour atteindre une teneur de 36.00 $\mu\text{mol.g}^{-1}$ de PF alors que pour 0 mM, cette teneur varie à la baisse (20.36 $\mu\text{mol.g}^{-1}$ de PF). Tandis qu'à 300 mM de NaCl les racines présentent des teneurs statistiquement similaires (36.00 $\mu\text{mol.g}^{-1}$ de PF) aux plantes témoins (tableau 12, annexe III).

Sous substrat bentonisé à 7 %, chez les feuilles des plantes cultivées en absence de salinité et sous le traitement modéré de NaCl la production de H_2O_2 ne varie pas par rapport aux plantes témoins (48.31 et 47.52 $\mu\text{mol.g}^{-1}$ de PF à 0 mM et 100 mM pour 50.05 $\mu\text{mol.g}^{-1}$ de PF chez le témoin).

Le traitement 300 mM de NaCl provoque une chute de H_2O_2 foliaire de moitié comparé au témoin (24.31 contre 50.05 $\mu\text{mol.g}^{-1}$ de PF) (tableau 12, annexe III).

En revanche, la salinité à 300 mM réduit fortement le H_2O_2 racinaire jusqu'à une valeur de 7.89 $\mu\text{mol.g}^{-1}$ de PF. Il est à noter aussi que les teneurs enregistrées chez les racines sont toujours négligeables par rapport à celles des feuilles (tableau 12, annexe III).

L'étude statistique exprime un effet hautement significatif du traitement salin et la dose de bentonite ainsi que l'interaction entre les deux facteurs sur le taux de peroxyde d'hydrogène ($p = 0.000$, $\alpha < 0.05$), ($p = 0.000$, $\alpha < 0.05$), ($p = 0.000$, $\alpha < 0.05$) (tableau 12, annexe II).

Les résultats montrent aussi une corrélation positive entre la salinité et le niveau de H_2O_2 dans le substrat à dose modérée de bentonite ($r = 0.54$) (tableau 7, annexe V), cette corrélation devient négative dans le substrat à 7 % de bentonite ($r = -0.58$) (tableau 8, annexe V). Cependant

CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION

l'absence de bentonite dans le milieu de culture s'accompagne d'une absence de corrélation entre les deux facteurs étudiés ($r = 0.45$) (tableau 6, annexe V).

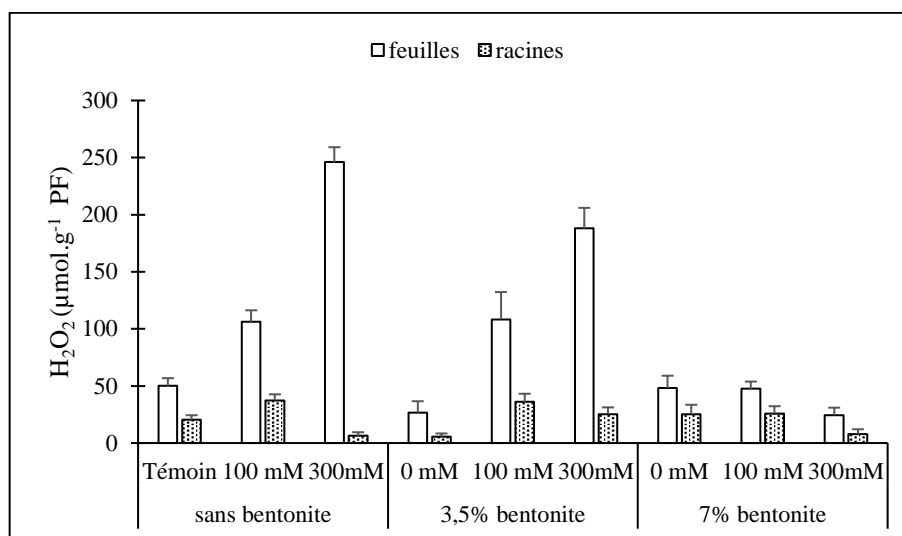


Fig.14- Teneur en H₂O₂ (µmol.g⁻¹ PF) des feuilles et des racines des plantes de Gombo (*Abelmoschus esculentus* L.) âgées de deux mois cultivées sur substrat bentonisé sous contrainte saline.

3. Effet du NaCl et de la bentonite sur l'accumulation des polyphénols

L'application du stress salin induit des changements de la teneur en polyphénols dans les feuilles et les racines des plantes cultivées sous substrat sans bentonite (figure 15). Les teneurs foliaires en polyphénols augmentent au fur et à mesure que la salinité du milieu augmente, mais l'ampleur de cette augmentation varie selon la concentration appliquée. En effet, la teneur passe de 2.27 mg.g⁻¹ de PS chez les plantes témoins à 2.72 mg.g⁻¹ de PS chez les plantes stressées sous 100 mM de NaCl. Les polyphénols s'accumulent davantage sous 300 mM de NaCl (3.08 mg.g⁻¹ de PS) (tableau 13, annexe III).

Cependant, les teneurs en polyphénol dans les racines évoluent à la baisse lorsque la salinité augmente dans le milieu de culture. Cette teneur varie jusqu'à 2.43 mg.g⁻¹ de PS dans les racines sous stress à 100 mM de NaCl et continue sa chute pour atteindre une valeur minimale de 0.52 mg.g⁻¹ de PS sous stress à 300 mM de NaCl (tableau 13, annexe III).

La contrainte saline influence de manière significative sur l'accumulation foliaire des polyphénols des plantes cultivées sous substrat à 3.5 % de bentonite, il convient de noter une augmentation des polyphénols sous les traitements à 0, 100 et 300 mM de NaCl par rapport au témoin (2.92, 3.49 et 3.47 mg.g⁻¹ de PS respectivement contre 2.27 mg.g⁻¹ de PS) (tableau 13, annexe III).

CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION

Les résultats montrent que les feuilles accumulent davantage de polyphénols que les racines. Les teneurs en polyphénols dans ces dernières diminuent considérablement lorsque la concentration en sel augmente pour atteindre un minimum de 0.76 mg.g^{-1} de PS sous 300 mM de NaCl. Les racines des plantes non stressées (2.51 mg.g^{-1} de PS) enregistrent la teneur la plus importante comparée à l'effet de la salinité à 100 et 300 mM (tableau 13, annexe III).

Les feuilles accumulent plus de polyphénols que les racines des plantes cultivées sur substrat à 7 % de bentonite. Il est observé une stabilité des teneurs en polyphénols au niveau des feuilles jusqu'à 100 mM de NaCl (3.28 mg.g^{-1} de PS chez les feuilles non stressées et 3.39 mg.g^{-1} de PS chez celles traitées à 100 mM de NaCl); au-delà de cette concentration la teneur augmente pour arriver à 4.47 mg.g^{-1} de PS. Toutefois, les polyphénols restent plus importants pour les plantes stressées que celles du témoin (2.27 mg.g^{-1} de PS) (tableau 13, annexe III).

Chez les racines, les teneurs en polyphénols n'expriment pas de variations significatives entre les plantes non stressées et celles traitées à 100 et 300 mM de NaCl (tableau 18, annexe IV).

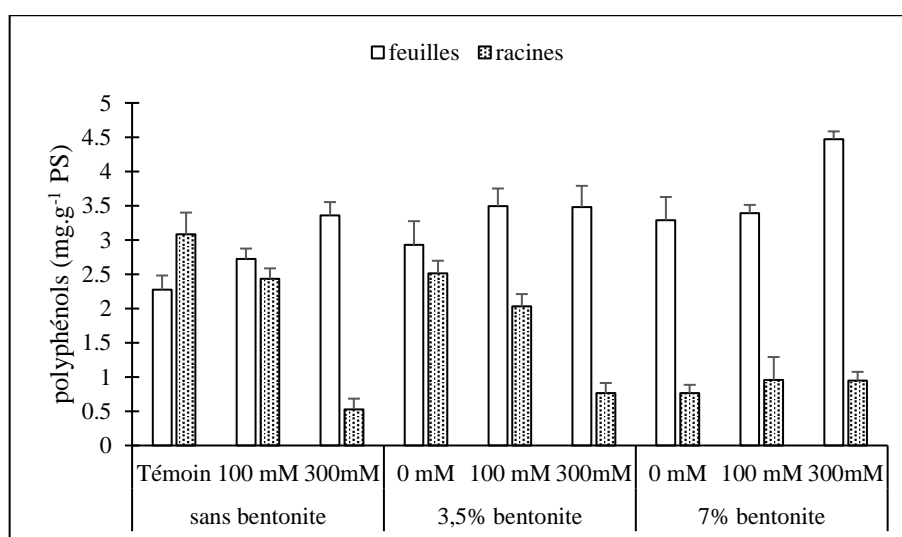


Fig.15- Teneur en polyphénols (mg.g^{-1} PS) des feuilles et des racines des plantes de Gombo (*Abelmoschus esculentus* L.) âgées de deux mois cultivées sur substrat bentonisé sous contrainte saline.

Selon les résultats, l'analyse de la variance (ANOVA à deux facteurs) montre que les deux facteurs contrôlés et l'interaction sel \times bentonite un effet hautement significatif sur les teneurs de polyphénols ($p = 0.000$, $\alpha < 0.05$), ($p = 0.000$, $\alpha < 0.05$), ($p = 0.000$, $\alpha < 0.05$) (tableau 13, annexe II). Dans les trois substrats de culture, aucune corrélation n'est marquée entre la salinité et la teneur en polyphénol ($r = -0.34$, $r = -0.27$ et $r = 0.19$) (tableau 6, 7 et 8, annexe V).

CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION

4. Effet du NaCl et de la bentonite sur l'accumulation des flavonoïdes

La figure 16 montre que l'addition de NaCl dans la solution d'arrosage des plantes induit l'augmentation des teneurs en flavonoïdes au niveau des feuilles; cette augmentation est significative sous le NaCl à 300 mM (6.25 mg.g^{-1} de PS), alors que l'effet 100 mM NaCl ne s'exprime pas sur ces composés (5.19 mg.g^{-1} de PS) par rapport au témoin (5.06 mg.g^{-1} de PS) (tableau 14, annexe III).

Les racines montrent une variation des teneurs en flavonoïdes semblable à celle observée chez les feuilles, mais avec des teneurs moins importantes. La teneur la moins élevée est enregistrée chez les plantes témoins (2.14 mg.g^{-1} de PS) et celle traitées à 100 mM de NaCl (2.29 mg.g^{-1} de PS) pour atteindre son optimum sous 300 mM de NaCl (4.93 mg.g^{-1} de PS) (tableau 14, annexe III).

Sous le substrat bentonisé à 3.5 %, les concentrations en NaCl stimulent l'accumulation en flavonoïdes aussi bien dans les feuilles (7.37 , 7.22 et 6.53 mg.g^{-1} de PS sous 0, 100 et 300 mM de NaCl contre 5.06 mg.g^{-1} de PS pour les plantes témoins) que dans les racines (4.57 , 4.11 et 3.03 mg.g^{-1} de PS sous 0, 100 et 300 mM de NaCl contre 2.14 mg.g^{-1} de PS pour les plantes témoins) (tableau 14, annexe III), néanmoins les flavonoïdes s'accumulent davantage dans les feuilles que dans les racines.

Sous le substrat bentonisé à 7%, il est à noter que sous tous les traitements l'accumulation des flavonoïdes est favorisée dans les feuilles plus que les racines. Les feuilles montrent une augmentation des teneurs en flavonoïde en absence du stress (5.81 mg.g^{-1} de PS) et sous 300 mM de NaCl (7.96 mg.g^{-1} de PS) comparativement aux témoins (5.06 mg.g^{-1} de PS).

Pour les racines, cette augmentation s'exprime sensiblement avec des teneurs en flavonoïdes moindres par rapport aux feuilles sous tous les traitements (3.43 , 3.41 et 2.87 mg.g^{-1} de PS respectivement sous 0, 100 et 300 mM de NaCl) et plus importantes par rapport au témoin (2.14 mg.g^{-1} de PS) (tableau 14, annexe III).

La salinité a un effet hautement significatif sur la teneur en flavonoïdes ($p = 0.000$, $\alpha < 0.05$) de même pour la bentonite ($p = 0.000$, $\alpha < 0.05$) ainsi que l'interaction sel \times bentonite ($p = 0.000$, $\alpha < 0.05$) (tableau 14, annexe II).

Les résultats indiquent l'absence de corrélation entre le sel et l'accumulation des flavonoïdes des plantes cultivées sur substrats bentonisé (3.5 et 7 %) ($r = -0.29$ et $r = 0.21$) (tableau 7 et 8, annexe V). Par contre, cette corrélation apparaît sous les conditions du substrat sans bentonite ($r = 0.55$) (tableau 6, annexe V).

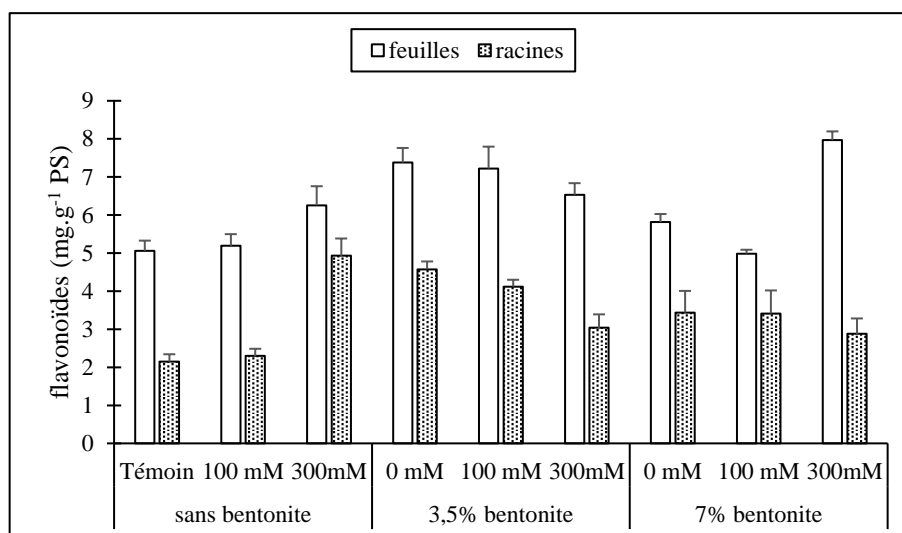


Fig.16- Teneur en flavonoïdes (mg.g⁻¹ PS) des feuilles et des racines des plantes de Gombo (*Abelmoschus esculentus* L.) âgées de deux mois cultivées sur substrat bentonisé sous contrainte saline.

IV. Effet du NaCl et de la bentonite sur les cations

1. Variation des teneurs en Na⁺

La figure 17 montre que le Na⁺ s'accumule davantage dans les feuilles lorsque le milieu de culture s'enrichit en NaCl ; sa teneur passe significativement de 5.08 mg.g⁻¹ de PS dans les feuilles des plantes témoins à 10.40 mg.g⁻¹ de PS dans les feuilles des plantes arrosées à 300 de NaCl. Dans les racines, la teneur en Na⁺ est fortement élevée sous NaCl à 300 mM pour atteindre des valeurs quintuplées par rapport au témoin (26.12 mg.g⁻¹ de PS contre 4.82 mg.g⁻¹ de PS) et triplées par rapport au traitement 100 mM de NaCl (26.12 contre 8.92 mg.g⁻¹ de PS).

Le contenu foliaire en sodium chez les plantes cultivées sous substrat à 3.5 % de bentonite augmente proportionnellement à la concentration en NaCl. La teneur en Na⁺ passe de 9.84 à 12.08 mg.g⁻¹ de PS sous 100 mM de NaCl et à 16.04 mg.g⁻¹ de PS sous le traitement 300 mM de NaCl (tableau 15, annexe III). Les valeurs enregistrées au niveau des racines tendent aussi à une augmentation significative sous 100 et 300 mM de NaCl (34.52 et 28.38 mg.g⁻¹ de PS) en comparaison au témoin (4.82 mg.g⁻¹ de PS). (tableau 15, annexe III).

Sous tous les traitements en NaCl, le doublement de la dose de bentonite dans le milieu de culture provoque une charge de Na⁺ aussi bien dans les feuilles que dans les racines par rapport aux substrats précédents. En effet, les teneurs obtenues augmentent avec la salinité, elles varient de 33.78 en absence de stress à 38.22 et 42.96 mg.g⁻¹ de PS sous 100 et 300 mM de NaCl (tableau 15, annexe III).

CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION

Dans les mêmes conditions, le Na^+ accumulé au niveau des racines n'a montré aucune variation sous 100 mM de NaCl (17.20 mg.g^{-1} de PS) par rapport aux plantes non stressées (17.04 mg.g^{-1} de PS) ; mais il est noté une teneur plus élevée de ce cation sous 300 mM de NaCl (21.48 mg.g^{-1} de PS). Ces teneurs en Na^+ enregistrées sont plus importantes que celle des racines témoins (tableau 15, annexe III).

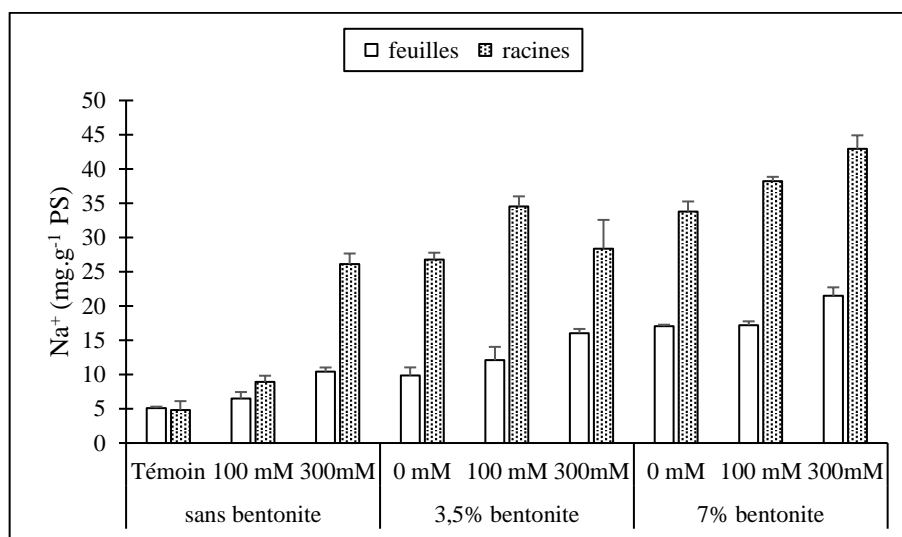


Fig.17- Teneur en Na^+ (mg.g^{-1} PS) des feuilles et des racines des plantes de Gombo (*Abelmoschus esculentus* L.) âgées de deux mois cultivées sur substrat bentonisé sous contrainte saline.

Les résultats montrent un effet hautement significatif du sel sur le taux de Na^+ ($p = 0.000$, $\alpha < 0.05$), de la bentonite et l'interaction sel**×**bentonite ($p = 0.000$, $\alpha < 0.05$) ($p = 0.000$, $\alpha < 0.05$) (tableau 15, annexe II). L'ACP révèle une corrélation positive hautement significative entre la concentration du NaCl et le Na^+ dans le substrat non bentonisé ($r = 0.76$) (tableau 9, annexe V), ce qui n'est pas le cas pour les substrats bentonisés à 3.5 et 7% ($r = 0.13$ et $r = 0.27$) (tableau 10 et 11, annexe V).

2. Variation des teneurs en potassium

Le potassium s'accumule dans le sens feuille- racine aussi bien chez les plantes témoins que celles stressées (figure 18). Ceci est indiqué par rapport au K^+ accumulé au niveau des feuilles sous tous les traitements, variant des plantes témoins où la quantité est estimée de 30.78 mg.g^{-1} de PS vers celles soumises à 100 et 300 mM de NaCl avec des valeurs de 42.30 et 41.76 mg.g^{-1} de PS respectivement (tableau 16, annexe III).

L'augmentation du traitement salin a provoqué une diminution progressive de l'accumulation du K^+ dans les racines des plantes stressées par rapport aux plantes témoins. Les

CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION

valeurs enregistrées chutent significativement de 98.52 mg.g⁻¹ de PS pour les témoins à 92.28 mg.g⁻¹ de PS sous 100 mM de NaCl pour diminuer de moitié lorsque la salinité atteint le niveau le plus élevé (54.90 mg.g⁻¹ de PS sous 300 mM de NaCl) (tableau 16, annexe III).

Le K⁺ s'accumule fortement dans les racines que dans les feuilles cultivées sous substrat bentonisé à 3.5 % jusqu'à 100 mM de NaCl, au-delà de cette concentration les teneurs ne varient pas beaucoup. Les résultats enregistrés montrent aussi que l'augmentation des traitements salins affecte positivement les teneurs en K⁺ dans les deux organes. En effet, la teneur la plus élevée est enregistrée chez les feuilles des plantes stressées à 300 mM de NaCl (42.34 mg.g⁻¹ de PS) et celles stressées à 100 mM de NaCl (22.18 mg.g⁻¹ de PS), tandis que la plus faible valeur est fortement observée chez les feuilles non stressées (9.42 mg.g⁻¹ de PS). (tableau 16, annexe III).

Dans les racines, le rythme d'accumulation est moins important, une légère augmentation des teneurs en K⁺ est signalée sous les deux concentrations 100 et 300 mM de NaCl (40.74 et 39.94 mg.g⁻¹ de PS) comparativement aux racines non stressées (35.66 mg.g⁻¹ de PS). Ces teneurs varient de moitié que celle enregistrée chez les plantes témoins (98.52 mg.g⁻¹ de PS) (tableau 16, annexe III).

Les feuilles des plantes cultivées à 7 % de bentonite accumulent davantage le K⁺ que les racines sous tous les traitements salins. La sévérité du stress salin induit une baisse considérable des teneurs en K⁺ dans les feuilles. Sous 100 mM de NaCl une valeur de 31.04 mg.g⁻¹ de PS est notée statistiquement similaire à celle notée chez les plantes témoins (30.78 mg.g⁻¹ de PS) ; à 300 mM NaCl cette teneur chute pour atteindre 20.68 mg.g⁻¹ de PS (tableau 16, annexe III).

Cependant, les racines montrent une baisse des teneurs en K⁺ sous les trois concentrations en NaCl (11.62 mg.g⁻¹ de PS en absence du sel, 19.46 et 13.94 mg.g⁻¹ de PS sous 100 et 300 mM de NaCl) par rapport au témoin (98.52 mg.g⁻¹ de PS) (tableau 16, annexe III).

Les résultats obtenus par l'analyse de la variance (ANOVA à deux facteurs) montrent que la salinité et la bentonite ainsi que leur interaction ont un effet significatif sur les teneurs en K⁺ ($p = 0.000, \alpha < 0.05$) ($p = 0.000, \alpha < 0.05$) ($p = 0.000, \alpha < 0.05$) (tableau 16, annexe II). L'analyse statistique révèle une corrélation positive significative entre le NaCl et le K⁺ dans le substrat à 3.5% de bentonite ($r = 0.61$) (tableau 10, annexe V). Cette corrélation est absente pour les plantes conduites sur substrat sans bentonite ($r = -0.28$) et à 7% de bentonite ($r = -0.37$) (tableau 9 et 11, annexe V).

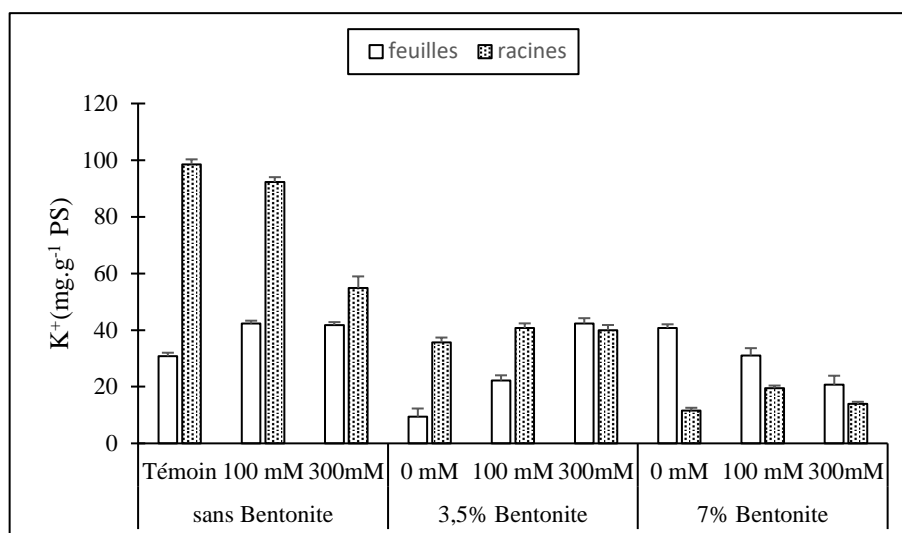


Fig.18- Teneur en K⁺ (mg.g⁻¹ PS) des feuilles et des racines des plantes de Gombo (*Abelmoschus esculentus* L.) âgées de deux mois cultivées sur substrat bentonisé sous contrainte saline.

3. Variation des teneurs en calcium

L'examen des valeurs montre que la teneur en Ca⁺⁺ évolue dans le même sens que la solution saline pour les deux organes; les feuilles présentent les teneurs les plus élevées sous les deux traitements salins (figure 19). En effet à 100 et à 300 mM de NaCl, les teneurs varient entre 21.76 et 25.04 mg.g⁻¹ de PS, la teneur la moins élevée est enregistrée chez les plantes témoins (16.90 mg.g⁻¹ de PS) (tableau 17, annexe III).

Dans les racines, la concentration 300 mM de NaCl induit une augmentation des teneurs en Ca⁺⁺ (21.70 mg.g⁻¹ de PS) comparativement aux plantes témoins et celles traitées à 100 mM de NaCl (17.36 et 17.94 mg.g⁻¹ de PS) (tableau 17, annexe III).

Chez les feuilles des plantes cultivées sous substrat à 3.5 % de bentonite, la teneur en Ca⁺⁺ augmente en fonction de la concentration en NaCl du milieu de culture, cette teneur passe de 2.84 mg.g⁻¹ de PS chez les plantes non stressées à 15.06 mg.g⁻¹ de PS sous 100 mM de NaCl, jusqu'à un optimum de 31.48 mg.g⁻¹ PS sous 300 mM de NaCl significativement supérieur à la valeur enregistrée chez les témoins (16.90 mg.g⁻¹ PS) (tableau 17, annexe III).

Dans les racines, une baisse de la teneur en calcium à 100 mM de NaCl (10.72 mg.g⁻¹ PS) s'est manifestée suivie par une augmentation sous le traitement 300 mM de NaCl (26.52 mg.g⁻¹ PS) par rapport au témoin (17.36 mg.g⁻¹ PS) (tableau 17, annexe III).

L'ajout de bentonite à 7 % révèle que les feuilles accumulent davantage le calcium que les racines. La sévérité du stress salin engendre une chute des teneurs en ce cation dans les feuilles des plantes stressées à 100 et 300 mM de NaCl (29.30 et 21.72 mg.g⁻¹ PS) par rapport

CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION

aux plantes non stressées (34.78 mg.g⁻¹ PS), mais ces teneurs sont plus élevées que celle enregistrée chez le témoin (16.90 mg.g⁻¹ PS). Cette tendance d'accumulation s'inverse dans les racines lorsqu'il est enregistré des teneurs moins importantes dans les racines des plantes non stressées (5.32 mg.g⁻¹ PS) et celles stressées à 100 et 300 mM de NaCl (5.15 et 12.58 mg.g⁻¹ PS) par rapport au témoin (17.36 mg.g⁻¹ PS) (tableau 17, annexe III).

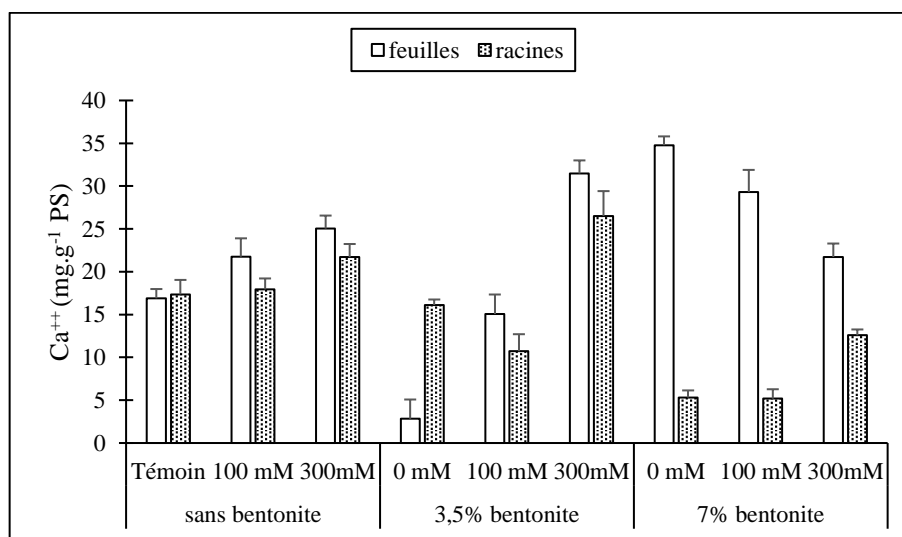


Fig.19- Teneur en Ca⁺⁺ (mg.g⁻¹ PS) des feuilles et des racines des plantes de Gombo (*Abelmoschus esculentus* L.) âgées de deux mois cultivées sur substrat bentonisé sous contrainte saline.

D'après les résultats, le sel et la bentonite ainsi que l'interaction sel×bentonite montrent un effet hautement significatif sur l'accumulation en calcium ($p = 0.000$, $\alpha < 0.05$), ($p = 0.000$, $\alpha < 0.05$), ($p = 0.000$, $\alpha < 0.05$) (tableau 17, annexe II). Les résultats montrent aussi une corrélation positive hautement significative entre la salinité et l'accumulation en Ca⁺⁺ dans le substrat sans bentonite ($r = 0.77$) et dans le substrat à 3.5% de bentonite ($r = 0.86$) (tableau 9, annexe V) (tableau 10, annexe V). Cependant dans le substrat riche en bentonite il existe l'absence de corrélation entre les deux facteurs étudiés ($r = -0.09$) (tableau 11, annexe V).

4. Etude du ratio K⁺/Na⁺

Les données indiquent une chute du ratio K⁺/Na⁺ pour les racines lorsque le stress s'intensifie (figure 20); dans ce cas, la valeur du ratio est de 21.61 pour les racines témoins, elle baisse pour atteindre une valeur de 10.41 chez les plantes stressées à 100 mM de NaCl, on note le plus faible ratio (2.10) sous 300 mM de NaCl (tableau 18, annexe III).

CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION

Le ratio K^+/Na^+ foliaire indique une fluctuation, le témoin enregistre une valeur de 6.07, il évolue pour atteindre une valeur de 6.66 chez les feuilles des plantes traitées à 100 mM de NaCl. Cependant, à 300 mM de NaCl ce ratio enregistre une diminution pour atteindre une valeur de 4.02 (tableau 18, annexe III).

Les résultats montrent aussi l'évolution du ratio K^+/Na^+ avec l'intensification du stress salin sous substrat bentonisé à 3.5 %, mais les valeurs restent moins importantes que celles enregistrées chez les plantes témoins (6.07). Les valeurs enregistrées varient entre 0.95 en absence du stress, 1.86 et 2.64 sous 100 et 300 mM de NaCl (tableau 18, annexe III).

Il faut noter l'absence de tout effet de salinité sur le ratio K^+/Na^+ racinaire quel que soit la concentration en sel apportée dans le milieu de culture, les valeurs enregistrées varient de 1.33, 1.18 à 1.42 (à 0, 100 et 300 mM de NaCl respectivement), ces valeurs sont moins importantes que celle enregistrée chez le témoin (21.61) (tableau 18, annexe III).

Les feuilles des plantes cultivées sous le substrat bentonisé à 7 % présentent un ratio K^+/Na^+ plus important que pour les racines sous tous les traitements salin. Sous 300 mM de NaCl le ratio chute brusquement jusqu'à 0.96 tandis qu'il passe sous 100 mM de NaCl à 1.80 ; aucune différence significative n'est enregistrée des ratios des plantes stressées par rapport aux plantes non stressées (2.39). Les valeurs du ratio racinaire enregistrées sous les trois concentrations 0, 100 et 300 mM de NaCl (0.34, 0.50 et 0.32) montrent une diminution visiblement remarquable comparativement aux plantes témoins (21.61) (tableau 18, annexe III).

Le NaCl a un effet significatif sur le ratio K^+/Na^+ ($p = 0.000$, $\alpha < 0.05$), des résultats hautement significatifs sont exprimés pour l'effet bentonite ($p = 0.000$, $\alpha < 0.05$) de même pour l'interaction sel×bentonite ($p = 0.000$, $\alpha < 0.05$) (tableau 18, annexe II). L'analyse statistique révèle une corrélation négative hautement significative entre le NaCl et le ratio K^+/Na^+ pour le substrat sans bentonite ($r = -0.64$) (tableau 9, annexe V), cette corrélation est positive pour le substrat bentonisé à 3.5% ($r = 0.62$) (tableau 10, annexe V); cependant pour le substrat à 7% de bentonite, il y a absence de corrélation ($r = -0.38$) (tableau 11, annexe V).

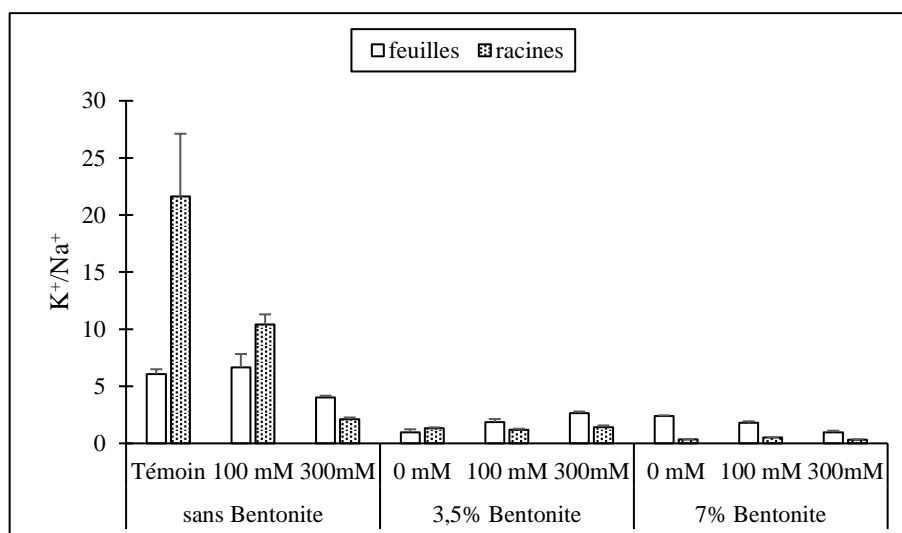


Fig.20- Ratio K^+/Na^+ ($mg.g^{-1}$ PS) des feuilles et des racines des plantes de Gombo (*Abelmoschus esculentus* L.) âgées de deux mois cultivées sur substrat bentonisé sous contrainte saline.

5. Etude du ratio Ca^{++}/Na^+

L'examen de la figure 21 montre que l'enrichissement du milieu de culture en NaCl induit une diminution du ratio Ca^{++}/Na^+ foliaire à une valeur de 2.41 sous 300 mM de NaCl par rapport au témoin (3.33). Chez les racines les deux concentrations 100 et 300 mM de NaCl provoque la baisse du ratio Ca^{++}/Na^+ (2.01 et 0.83) par rapport au témoin (3.82) (tableau 19, annexe III).

Les valeurs obtenues dans le substrat bentonisé à 3.5 % montrent également que les feuilles stressées présentent des ratios Ca^{++}/Na^+ plus importants que les racines stressées. Ce ratio progresse avec la concentration en sel du milieu. Au traitement 100 mM de NaCl il est de 1.26 contre 0.27 chez les plantes non stressées, cette valeur arrive à son maximum sous 300 mM de NaCl (1.96) qui présente presque la moitié de la valeur enregistrée chez les feuilles des plantes témoins (3.33). Dans les racines, la valeur la plus importante enregistrée sous ce substrat (0.96 sous 300 mM de NaCl) reste significativement inférieure à celle des racines témoins (3.82) (tableau 19, annexe III).

Les résultats montrent également que l'augmentation de la concentration en NaCl du milieu bentonisé à 7 % induit une diminution du ratio Ca^{++}/Na^+ aussi bien dans les feuilles (2.04 en absence du stress, 1.70 et 1.01 sous 100 et 300 mM de NaCl) que dans les racines (0.15 en absence du stress, 0.13 et 0.29 sous 100 et 300 mM de NaCl) comparativement aux plantes témoins (3.33 pour les feuilles et 3.82 pour les racines) (tableau 19, annexe III).

D'après les résultats, le NaCl et la bentonite ainsi que l'interaction sel×bentonite montrent un effet hautement significatif sur le ratio Ca^{++}/Na^+ ($p = 0.000$, $\alpha < 0.05$), ($p = 0.000$,

CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION

$\alpha < 0.05$), ($p = 0.000$, $\alpha < 0.05$) (tableau 19, annexe II). Dans le substrat sans bentonite les résultats expriment une corrélation négative hautement significative entre le sel et le Ratio Ca^{++}/Na^{+} ($r = -0.72$) (tableau 9, annexe V), pour le substrat à 3.5% de bentonite la corrélation est positive ($r = 0.69$) (tableau 10, annexe V), par contre dans le substrat à 7% de bentonite aucune corrélation n'est marquée entre les deux facteurs ($r = -0.23$) (tableau 11, annexe V).

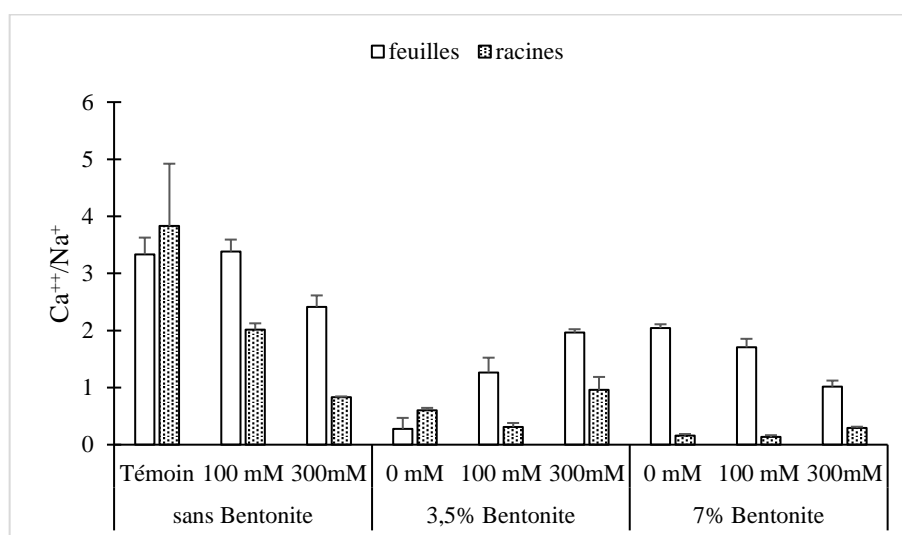


Fig.21- Ratio Ca^{++}/Na^{+} des feuilles et des racines des plantes de Gombo (*Abelmoschus esculentus* L.) âgées de deux mois cultivées sur substrat bentonisé sous contrainte saline.

V. Indice de sensibilité relative à la salinité (ISRS)

Les résultats de l'I.S.R.S. déterminent le niveau de sensibilité des plantes du Gombo cultivées sous substrat bentonisé et sans bentonite (figure 22).

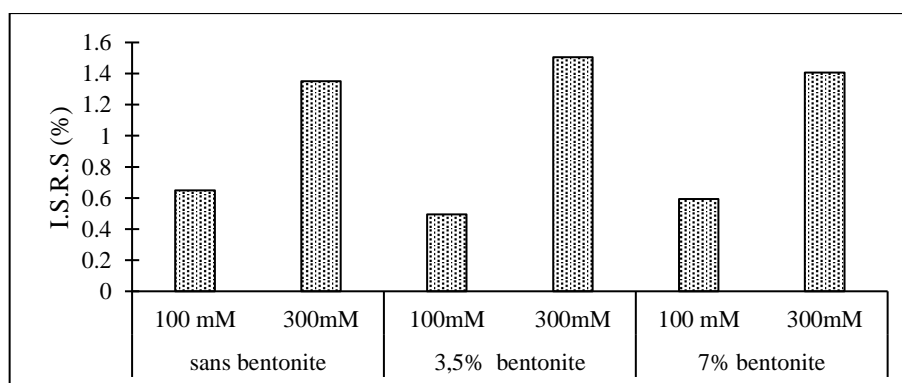


Fig.22- Indice de sensibilité relative à la salinité (%) des plantes de Gombo (*Abelmoschus esculentus* L.) âgées de deux mois cultivées sur substrat bentonisé sous contrainte saline.

Les valeurs de cet indice montre une importante variation entre les traitements en NaCl appliqués d'une part et entre les substrats d'autre part ; en effet, à 100 mM NaCl la sensibilité est plus importante chez les plantes sous substrat sans bentonite (0.65%) que chez celles

CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION

conduites sur substrat bentonisé à 3.5 et 7% (0.49 et 0.59%). La sévérité du stress salin (300 mM de NaCl) induit une sensibilité plus importante chez toutes les plantes cultivées sous les trois substrats, soit 1.35% chez les plantes cultivées sous le substrat sans bentonite et 1.50 et 1.40 sous les substrats bentonisés à 3.5 et 7%.

CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION

Discussion

La salinité est l'une des contraintes majeures qui affecte la croissance et le développement des plantes (**Rasool et al., 2013; Ly et al., 2014**). Elle entraîne un déficit hydrique chez les plantes sous forme de sécheresse physiologique (**Mahajan et al., 2005**), en modifiant l'état hydrique de la plante (**Fricke et Peters, 2002 ; Mehani et al., 2012**) et en abaissant le contenu relatif en eau des feuilles (**Kaya et al., 2003 ; Katerji et al., 2003 ; Soualmi et al., 2017**). Les plantes exposées au stress salin augmentent leur résistance stomatique, afin de limiter la transpiration. L'analyse de la teneur relative en eau, permet de décrire d'une manière globale le statut hydrique de la plante et d'évaluer l'aptitude à maintenir une turgescence cellulaire (**El djaafari, 2000**).

Nos résultats montrent une réponse différente des plantes stressées au NaCl cultivées sous différentes doses de bentonite. En effet, la RWC des feuilles, d'*Abelmoschus esculentus* (L.) cultivées sous substrat sans bentonite, est réduite lorsque la concentration en NaCl augmente dans le milieu de culture. Ces données sont en parfaite concordance avec celles obtenues par **Achour (2016)** et **Ouis (2016)** sur la même espèce. En revanche, sous les deux substrats bentonisés (à 3.5 et 7%), les plantes expriment une stabilité de l'état hydrique lorsque la salinité du milieu augmente, ceci résulte probablement de l'effet de la bentonite grâce à sa forte capacité de rétention de l'eau. **Arbaoui (2016)** a signalé une amélioration du contenu hydrique des feuilles de tomate cultivée sous sable amendé de bentonite calcique sous contrainte saline. En outre, la transpiration au niveau du substrat sans bentonite a diminué considérablement sous l'effet de NaCl. Ces résultats concordent avec ceux obtenus par **Arbaoui (2016)**. Alors que les feuilles des plantes cultivées sous les deux substrats bentonisés perdent beaucoup moins que le témoin.

En effet, l'augmentation des concentrations en NaCl dans la zone racinaire affecte la plante entière en particulier les feuilles (**Rochdi et al., 2005**), cette sensibilité se traduit par une diminution du contenu hydrique des tissus (**Hamrouni et al., 2008**) et la limitation des pertes en eau par transpiration (RWL) (**Ngasamy, 2006 ; Soualmi et al., 2017**). **Rochdi et al (2005)** suggèrent que cette diminution est due à la toxicité des ions Na^+ et/ou Cl^- accumulés au niveau du cytoplasme à des seuils qui dépassent la capacité de compartimentation dans la vacuole. Par ailleurs, la salinité s'accompagne d'une diminution du contenu hydrique des plantes suite aux changements métaboliques grâce à l'ajustement osmotique (**Chen et al., 2007**). Cet ajustement osmotique sous salinité est dû à l'absorption des ions du milieu externe et/ou de l'accumulation des osmoticum organiques (**Taiz et Zeiger 2002 ; Chaparzadeh et al., 2003 ; Ameer et al., 2015**).

CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION

Nos résultats montrent que la conductance stomatique est influencée négativement par le régime salin en absence de bentonite. Ces résultats sont rapportés aussi par **Baker et Rosenqvist (2004)** sur la tomate puis **Lycoskoufis et al.(2005)** et **Niu et al.,(2010)** sur le piment. Cette réduction est accompagnée d'une chute de synthèse des pigments chlorophylliens. En effet, La salinité réduit la croissance des plantes en affectant la photosynthèse (**Mahajan et Tuteja, 2005 ; Wang et al., 2008; Yousfi et al., 2010**). Dans nos conditions, la bentonite comme support du milieu de culture à 3.5 ou à 7% stimule la biosynthèse de chlorophylle a et b et les caroténoïdes. Des travaux ont déjà montré que la capacité photosynthétique est réduite sous l'effet de la salinité (**Pinheiro et al., 2008; Siddiqi et al., 2009 ; Doganlar et al., 2010; Lepengue et al.,2012**). **Achour et al., (2016)** ont signalé que la teneur en chlorophylle et en caroténoïdes chez le gombo sont influencées négativement par le régime salin. Des résultats similaires pour la chlorophylle a, b et caroténoïdes des feuilles de vigna sont obtenus (**Saha et al.,2010**) et sur les plantes de canola (**Baghizadah et al., 2014**). Selon **Stobart et al (1985)**, cette diminution est due peut être à l'effet inhibiteur du NaCl sur l'acide 5-aminilévulinique, un précurseur de la chlorophylle (**Nunkaew et al., 2014**).

L'effet de la salinité sur le taux de la photosynthèse dépend de la concentration de sel et des espèces végétales. Selon **Burman et al., (2003)**, la salinité peut limiter la photosynthèse nette et la conductance stomatique soit en raison d'une limitation de l'incorporation de CO₂ à cause de la fermeture partielle des stomates soit en altérant le mécanisme biochimique de la fixation du CO₂, ou par les deux mécanismes. **Abbas et al.,(2013)** signalent que de fortes concentrations d'ions toxiques dans les feuilles du gombo peuvent provoquer des dommages au niveau de l'activité photosynthétique.

L'effet osmotique de la salinité induit l'accumulation d'acide abscisique (ABA), qui peut entraîner la réduction de la conductance stomatique, la concentration de CO₂ intercellulaire, la teneur en chlorophylle, l'activité de la Rubisco et des changements dans le transport des électrons (**Grondin et al., 2015**) .

En outre, l'excès de sel dans les tissus photosynthétiques peut causer le rétrécissement de la thylakoïde et l'empilage des membranes adjacentes dans les granas (**Ashraf 2003**). Bien que les solutés organiques jouent un rôle dans l'osmorégulation des plantes soumises à des conditions salines, leur contribution varie entre les espèces, entre les cultivars et même entre les différents compartiments au sein de la même plante (**Ashraf et Bashir 2003**).

Nos résultats ont conclu que les teneurs en sucres solubles dans les feuilles et les racines sont influencées positivement par le stress salin en particulier, chez les plantes cultivées sous substrat bentonisé aux deux doses.

CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION

Les sucres contribuent jusqu'à 50% du potentiel osmotique total pour les glycophytes soumis à des conditions salines (**Manchanda et Garg, 2008; Zebib, 2012**). L'accumulation d'hydrates de carbone solubles dans les plantes est largement signalée comme une réponse à la salinité ou à la sécheresse, (**Murakeozy et al., 2003**). Les glucides tels que le sucre (glucose, fructose, saccharose, fructanes) et l'amidon s'accumulent sous le stress salin (**Parida et Das ; 2002,**), jouant un rôle dans l'osmoprotection, l'ajustement osmotique, le stockage du carbone et l'élimination des radicaux, les sucres peuvent agir également comme molécules de signalisation en situation de stress (**Chaves et al., 2009**).

Chez le gombo cultivé sous stress salin, il a été observé une augmentation de la teneur en sucres solubles chez les différents organes en fonction de la concentration saline (**Achour, 2016**), en admettant cette accumulation comme indicateur de tolérance au stress salin. Cependant, **Udomchaltorn et al. (2009)** ont associé la tolérance au sel de certaines variétés de riz, en accumulant des quantités importantes de saccharose à la diminution de l'activité du fructose 2-6- biphosphate (F26BF). **Ashraf et Tuffail (1995)** avaient rapporté depuis longtemps que les sucres solubles s'accumulent chez des variétés de tournesol qui diffèrent selon leur degré de tolérance à la salinité, mais également ils ont constaté que les variétés tolérantes accumulent des proportions plus importantes de sucres que celles des variétés sensibles. Plus tard, **Ould Mohamedi et al.,(2011)** ont observé chez la tomate une forte accumulation de sucres solubles foliaire sous la contrainte saline.

Il est établi que la proline est un osmolyte qui se produit largement dans les plantes et s'accumule à des quantités plus grandes que les autres acides aminés (**Abraham et al., 2003**). En effet, nos résultats montrent que les feuilles synthétisent des quantités de proline plus élevées que les racines des plantes du gombo; ceci est en accord avec les travaux de **Achour (2016)** sur la même espèce. Aussi, l'effet substrat de culture semble avoir une influence sur la proline; ainsi dans nos conditions soit en absence de bentonite, les plantes de gombo accumulent de manière très lente cet acide aminé alors que son apport à des doses croissantes améliore remarquablement le rythme d'accumulation de l'acide aminé.

Une étude sur le gombo a mis en évidence une augmentation linéaire des teneurs en proline en fonction des concentrations salines (**Achour, 2016**). Des résultats similaires ont été mis en évidence chez le noyer (**Yaşar et Esra., 2012**) et le pistachier d'atlas (**Benhassaini et al., 2012**).

Le processus d'accumulation de la proline dans les tissus foliaires est considéré comme un critère de tolérance ; en effet, selon **Mehdi et al., (2010)** les plantes et leurs cultivars qui synthétisent de grandes quantités de proline sont plus tolérantes sous stress. Ainsi, dans une

CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION

étude réalisée sur le blé, **Kong et al. (2001)** ont établi des rapports de synthèse de la proline plus élevés chez les cultivars tolérants au sel comparativement à ceux des cultivars sensibles au sel.

Les résultats obtenus par **Roosen et al. (1998)** sur *Arabidopsis thaliana* cultivée sous stress salin montrent que la proline est formée à partir de glutamate catalysée par la pyrroline-5-carboxylase synthétase, alors qu'en l'absence de sel l'ornithine est le précurseur préférentiel pour sa synthèse. Chez *Phaseolus aureus*, le sel induit une inhibition de l'activité de la proline déshydrogénase et de la proline oxidase tandis que chez *Morus alba*, la pyrroline-5-carboxylase synthétase est stimulée (**Sudhakar et al., 2001**). Une stimulation de l'activité de cette dernière a été également rapportée chez *Arachis hypogaea* L. (**Girija et al., 2002**), *Vigna aconitifolia* (**Hu et al., 1992**) et *Arabidopsis thaliana* (**Yoshida et al., 1995**).

Dans notre étude, il est écrit que les protéines solubles s'accumulent davantage dans les feuilles que dans les racines. La concentration modérée en NaCl induit une augmentation des teneurs foliaires en protéines solubles, cependant, la forte concentration en sel ralentit l'accumulation de ces protéines dans les feuilles des plantes cultivées sous les différentes doses de bentonite. Cet effet de la salinité sur les protéines est rapporté par **Agastian et al. (2000)** en travaillant sur le mûrier, ces auteurs résument que l'accumulation des protéines solubles dépend de l'intensité du stress salin.

L'un des mécanismes affectés par le stress salin dans les plantes est la synthèse protéique, ce paramètre est un indicateur important de l'état physiologique des plantes (**Zeynep et al., 2010**). L'effet du sel se manifeste sur les plantes par une diminution des teneurs en protéines (**Bekki et al., 1987**). Cette diminution est peut-être due à un ralentissement de la protéosynthèse ou à l'hydrolyse des protéines riches en proline (**Blaha et al., 2000**), suite à une diminution importante de la photosynthèse (**Lee et al., 2004**).

selon **Ben Khaled et al., (2003)**, il existe une corrélation négative entre l'évolution des teneurs en protéines solubles et celle de la proline en fonction des teneurs en sel suggèrent une provenance catabolique au moins dans le cas des faibles doses de NaCl. La réduction de la teneur en protéines solubles sous l'effet du stress salin est signalée par **Amini et Ehsanpour (2007)** chez une variété de tomate puis par **Khosravinejad et al. (2009)**, dans leurs travaux sur deux variétés d'ogre ; Ces auteurs rapportent que la salinité induit la diminution de certaines protéines solubles et que cette variation de la teneur en protéines ne confère pas forcément à la plante une tolérance au stress salin. En revanche, la salinité peut stimuler la protéosynthèse (**Khales et Baaziz., 2006**). En réalité, pour atténuer l'effet de sel dans milieu, les plantes expriment des changements génétiques, conduisant à l'expression des nouvelles protéines

CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION

(Zeynep et al., 2010), ces protéines jouent un rôle important dans le stockage d'azote qui est réutilisée plus tard (Singh et al., 1987). Cette accumulation des protéines agit comme un régulateur osmotique sous le stress salin (Shahba et al., 2010).

Dans notre étude, la peroxydation lipidique est évaluée grâce à la teneur en MDA ; ce paramètre est souvent utilisé comme un indicateur de la peroxydation lipidique résultant de plusieurs stress abiotique (Ashraf et al., 2010, Noreen et al., 2010). Les résultats montrent une augmentation de la teneur en MDA au niveau des feuilles quelle que soit la concentration saline appliquée. Cette accumulation en MDA a été observée chez la tomate (Li, 2009), le mûrier (Ahmad et al., 2010), le gombo (Saleem et al., 2011 ; Achour, 2016), le blé (Ashraf et al., 2010) et le sésame (Koca et al., 2007). Par contre, nos résultats sont en contradiction avec ceux obtenus par de nombreux auteurs en travaillant sur le colza (Benyoussef et al., 2005 ; Benamor et al., 2006 Liang et al., 2008 MAhi). par ailleurs, l'apport de bentonite aux deux doses a réduit les dommages des membranes cellulaires des feuilles, en particulier sous la concentration 300 mM où les teneurs en MDA présentent presque la moitié de celle enregistrée dans le substrat sans bentonite sous la même concentration.

Il est rapporté qu'une accumulation importante de Na^+ et de Cl^- dans les chloroplastes peut provoquer directement une toxicité ionique et induire un stress oxydatif (Go'mez et al. 1999; Savoure et al. 1999). Ainsi, La photosynthèse est une source importante d'oxydants cellulaires vu que les centres réactionnels du PSI et PSII sont les principaux producteurs d'espèces réactives de l'oxygène (ROS) (Foyer et Shiseoka 2010). cependant, Les ROS sont produits au cours du métabolisme aérobie normal dans différents compartiments cellulaires (DAT et al., 2000). En effet, lors de la respiration, lors des réactions photochimiques de la photosynthèse ou lors de la photorespiration, la mitochondrie est capable de produire des ROS (Maheux, 2012) ; Cette aptitude à produire le H_2O_2 est attribué au peroxyosome (Shibata et al., 2014).

Il est largement admis que le H_2O_2 est une molécule de signalisation importantes dans l'activation des gènes de défense en réponse au stress biotique (Foyer et Noctor, 2009; Bartoli et al., 2012). le H_2O_2 pourrait agir comme un messenger secondaire impliqué dans le déclenchement de la biosynthèse de la proline (Ben Rejeb et al., 2015), sa production est rapide lors des différents stress (Upadhyaya et al., 2007; Zhaoa et al., 2015), notamment sous contrainte saline qui induit une production excessive de peroxyde d'hydrogène (Pang et Wang, 2008; Abogadallah, 2010; Tounekti et al., 2011).

CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION

Des résultats obtenus, il est remarqué que le NaCl induit une production de peroxyde d'hydrogène aussi bien chez les racines de gombo que chez les feuilles des plantes cultivées sous substrat sans bentonite, ce qui est déjà rapporté par **Mandhania et al., (2006)** sur *Triticum aestivum*, **Achour (2016)** sur *Abelmoschus esculentus* (L.) et **Ben Rejeb et al., (2015)** sur *Arabidopsis thaliana*. D'autre part, nos résultats indiquent que l'ajout de bentonite aux substrats de culture a ralenti la production de peroxyde d'hydrogène.

Dat et al.,(2000) signalent que lors d'un stress hydrique ou salin, l'inhibition de la photosynthèse, notamment la fuite d'électrons due à la diminution de la fixation du CO₂, entraîne une forte accumulation de ROS. Lors de la photoinhibition, la carboxylation du ribulose 1,5-biphosphate (RuBP) est inhibée, favorisant son oxygénation et entraînant la production de phosphoglycolate, celui-ci est transporté vers le peroxysome où il est converti en glyoxylate par la glycolate oxydase, produisant ainsi le peroxyde d'hydrogène (**Karpinski et al.,2003 ; Laloï et al.,2004**). **Reverberi et al.,(2006)** puis **Hong et al., 2013**) affirment que les antioxydants enzymatiques représentent la première ligne de défense contre la formation excessive de ROS et que la synthèse des métabolites secondaires fonctionne comme une seconde ligne de défense contre les ROS.

Par ailleurs, les composés phénoliques jouent un rôle important dans le piégeage des radicaux libres (**ksouri et al., 2007**) ; leur biosynthèse est généralement stimulé en réponse à des stress abiotiques comme la salinité (**Parida et al., 2004**). En outre, l'assimilation nette en carbone peut affecter fortement la biosynthèse des composés secondaires à base de carbone, particulièrement les polyphénols (**Tattini et al., 2006**). Ces métabolites sont caractérisés par la présence d'au moins un noyau benzénique auquel est directement lié au moins à un groupe hydroxyle, libre ou engagé dans une autre fonction (**Bruneton,1999**). Leurs structures leur confèrent une activité antioxydante aussi importante (**Laughton et al.,1989 ; Apak et al., 2007**), particulièrement, les flavonoïdes (**Fraga,2007**).

Les groupes hydroxyle des polyphénols sont bien des donneurs d'atomes d'hydrogènes ; ils peuvent réagir avec les espèces réactives de l'oxygène, enfin de réaction le cycle de génération de nouveaux radicaux est interrompu suite à l'interaction avec les espèces réactives initiales, la forme radicalaire de l'antioxydant est produite, ayant une plus grande stabilité chimique que le radical initial à cause du système aromatique stabilisé par la résonance (**Dai et Mumper,2010**). L'interaction des groupes hydroxyle des composés phénoliques avec les électrons du noyau benzénique donne aux molécules des propriétés particulières, le plus notamment la capacité à générer des radicaux libres, où le radical est stabilisé par la délocalisation (**Tsao, 2010 ; Pereira et al., 2009**).

CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION

Nos résultats montrent aussi que le stress salin stimule la biosynthèse des composés polyphénoliques dans les feuilles des plantes cultivées sous les substrats sans et avec bentonite. D'autre part, il est à signaler que les composés polyphénoliques s'accumulent davantage sous substrat bentonisé aux deux doses que sous substrat non bentonisé en présence ou non de NaCl. Il est observé aussi une baisse en polyphénols chez les racines avec des teneurs moins importantes que celles enregistrées chez les feuilles des plantes stressées à la salinité, Cette accumulation des polyphénols sous stress salin est déjà rapportée par **Navarro et al., (2006)**, **Tattini et al., (2006)** et **Hajlaoui et al., (2009)**. Cependant, des travaux sur de nombreuses espèces ont révélé que l'accumulation de polyphénols est plus élevée chez les cultivars tolérant au sel que pour ceux sensibles (**Wahid et Ghazanfar,2006 ; Ksouri et al., 2007**).

L'augmentation des teneurs en polyphénols au niveau des feuilles pourrait être due à la diversité des enzymes impliquées dans leur biosynthèse dans les plantes ; ainsi, la synthèse de plusieurs produits peut être catalysée par une seule enzyme, soit à partir de substrats différents (**Maury, 1999 ; Allina,1998**). Les composés phénoliques sont en relation avec le stress salin et l'âge foliaire (**Hajlaoui et al., 2009**). Par ailleurs, les travaux de **Awika et Rooney (2004)** et de **De Abreu et Mazzafera (2005)** attribuent cette variation des teneurs en polyphénols à la variabilité génétique des espèces et à leur environnement.

Nos résultats montrent que les flavonoïdes augmentent dans les feuilles lorsque la salinité augmente dans les substrats sans bentonite ; il est à remarquer que la présence de bentonite aux deux doses a stimulé la synthèse des flavonoïdes foliaires même chez les plantes non stressées. Pour les racines, l'augmentation de la concentration saline induit une accumulation importante en flavonoïdes sous le substrat sans bentonite. Les racines des plantes cultivées sous substrat bentonisé montrent des teneurs similaires sous tous les traitements salins et plus importantes que celles du substrat non bentonisé.

Les résultats obtenus par **Rezazadeh et al.,(2012)** sur l'artichaut indique que la teneur en flavonoïdes augmente sous concentration saline modérée et diminue sous concentration élevée. **Tattini et al. (2006)** ont mentionné une relation étroite entre la tolérance au stress oxydatif et l'accumulation de flavonoïdes. Dans le même sens, **Hendrich (2006)** suggère que l'incorporation de flavonoïdes dans la bicouche lipidique est parfois la première étape de la séquence d'événements induite par des composés polyphénoliques.

Depuis longtemps, il est admis que les flavonoïdes jouent un rôle important dans les interactions plante-environnement (**Winkel-Shirley 2002, D'Auria et Gershenzon 2005; Tattini., 2006**); leur accumulation est signalé en réponse à un large éventail de stress abiotiques (**Lillo et al., 2008, Olsen et al., 2009, Agati et al., 2011**). Ces métabolites présentent un

CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION

mécanisme de défense efficace contre les ROS (Reverberi, 2006 ; Hong, 2013), en empêchant la production de ROS, par leur capacité à chélater des ions de métaux de transition tels que le Fe et le Cu (Melidou *et al.*, 2005, Hernández *et al.*, 2009, Agati et Tattini, 2010) et en piégeant les ROS une fois formés (Ryan *et al* 2002, Babu *et al* 2003, Agati *et al* 2007, Jaakola et Hohtola 2010).

Des travaux récentes ont rapporté une importante accumulation de flavonoïdes dans les cellules du mésophylle dans la vacuole (Agatti *et al.*, 2011 ;Gould *et al.*, 2002 ;Kytridis et Manetas 2006) et les chloroplastes (Agati *et al.*, 2007) ; cette distribution des flavonoïdes du mésophylle peut avoir une importance dans la réduction du peroxyde d'hydrogène (H₂O₂) qui peut s'échapper librement du chloroplaste dans des conditions de stress sévères (Sakihama *et al.*, 2000).

Outre, la salinité est susceptible de perturber la nutrition minérale des plantes, en limitant le prélèvement de certains éléments essentiels comme le potassium et le calcium, ceci soit par substitution, soit par compétition au niveau des sites d'absorption membranaire (Haleem et Mohammed, 2007 ; Maksimovic *et al.*, 2010;Perveen *et al.*, 2012). Cette perturbation se traduit par un dysfonctionnement de certains processus physiologiques et biochimiques associés à la croissance et au développement des plantes (Sairam *et al.*, 2002 ;Yoshida, 2002 ; Ghaneem *et al.*, 2009). Le déséquilibre nutritionnel résultant d'une quantité élevée de sodium peut entraîner des troubles métaboliques tels qu'une réduction de la synthèse des protéines et des activités enzymatiques (Munns 2002 ; Shi *et al.*, 2006). Aussi, le Na⁺ est responsable de la réduction des échanges gazeux et du taux d'assimilation de CO₂ et de la croissance (Lloyd *et al.*, 1990).

La régulation de la nutrition minérale est qualifiée pour être une caractéristique importante de tolérance des plantes contre une diversité de stress, y compris le stress salin (Blumwald 2000, Ashraf *et al* 2008, Akram *et al.*, 2009). Ainsi, la sélectivité des ions permet à la plante de contrôler l'absorption d'ions toxiques comme Na⁺ et Cl⁻ (Akram et Ashraf, 2011). En outre, les plantes doivent maintenir l'absorption des nutriments et de l'eau malgré la présence de fortes concentrations en Na⁺ externe (Plett et Møller, 2010); cette tolérance au sel chez les plantes dépend du contrôle du transport du sel à travers les organes (Niu *et al*, 2010). En effet, les mécanismes de tolérance au sel sont distincts chez les plantes, qui peuvent soit exclure les sels de l'intérieur de leurs cellules, soit inclure des sels dans les cellules des feuilles mais en même temps les séquestrer dans les vacuoles (Tracey *et al.*, 2003); le résultat de ce processus d'adaptation est le maintien de la concentration en sel cytoplasmique à un niveau relativement faible, ce qui est essentiel pour de nombreux processus enzymatiques (O'Leary

CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION

,2002). Les ions Na^+ pénètrent dans les cellules végétales par l'intermédiaire du transporteur K^+ de haute affinité et par des canaux cationiques non sélectifs (Zhu, 2003), ce qui exige aux cellules végétales soumises à un stress salin de séquestrer l'excès de Na^+ dans les vacuoles, réduisant ainsi le potentiel hydrique des cellules (Munns et Tester 2008).

Dans notre expérience, les plantes ont montré une variation dans l'accumulation de sodium. En effet, le Na^+ s'accumule davantage aussi bien dans les feuilles que dans les racines lorsque le milieu de culture s'enrichit en NaCl . Des résultats similaires sont obtenus sur de nombreuses espèces comme l'aubergine (Shahbaz et al., 2013), le riz (Ahmad et al., 2007, Naheed et al., 2008; Shahbaz et Zia, 2011), le tournesol (Shahbaz et al., 2011), le coton (Ashraf et Ahmad, 2000), le gombo (Achour, 2016). Cette augmentation peut être due à une forte concentration de Na^+ dans le milieu racinaires, provoquant une forte absorption par les racines (Munns et Tester, 2008). Par ailleurs, les feuilles et les racines des plantes cultivées sous substrat bentonisé ont accumulé davantage de sodium comparativement au substrat sans bentonite. Cela peut être dû la composition minérale de cette bentonite riche en sodium (Reguieg et al., 2011) par conséquent, l'enrichissement du milieu de culture en sodium, en favorisant son assimilation par les racines. Une accumulation préférentielle de Na^+ dans les racines que dans les feuilles est observée chez le gombo sous les substrats bentonisés. Selon Turan et al., (2007) la rétention d'ion Na^+ dans les racines permet à ces plantes d'éviter l'envahissement des feuilles par des éléments toxiques susceptibles de réduire l'activité photosynthétique en interférant avec l'ouverture des stomates et d'autres processus métaboliques. Ces résultats concordent avec ceux obtenus pour plusieurs glycophytes sensibles (Taffouo et al., 2004). Il semble que le gombo a développé des stratégies qui leur permettent d'éviter la migration de Na^+ et Cl^- des racines vers les feuilles (Taffouo et al., 2008), Cette première barrière est décrite fonctionnelle au niveau de l'endoderme (Munns, 2002). D'autre part, de nombreux processus de transport de Na^+ sont centrés sur le contrôle de l'absorption de Na^+ par les racines et sa distribution dans les tissus du végétal afin de réduire la quantité de Na^+ atteignant les tissus de la feuille (Plett et Møller, 2010).

Cependant, il est signalé depuis longtemps que le site principal de la toxicité de Na^+ est dans la feuille, où il s'accumule et perturbe les processus métaboliques et augmente le stress osmotique chez les cellules (Munns 2002). Chez plusieurs plantes, les feuilles sont plus vulnérables que les racines au Na^+ , simplement parce que les ions Na^+ et Cl^- s'accumulent à des niveaux plus élevés dans les feuilles que dans les racines (Amdouni et al.,2014).

Dans des conditions normales, le Na^+ est transporté du système racinaire à la feuille par le flux de transpiration dans le xylème (De Boer et Volkov 2003), la diminution de la pression

CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION

hydrostatique résultant de l'évaporation de l'eau des feuilles génère une traction transpiratoire qui entraîne le transport de l'eau vers la partie aérienne à travers le xylème (**Plett et Møller, 2010**). Pendant les périodes de faible transpiration, par exemple, la nuit ou dans des sols secs ou salins, la pression des racines entraîne le transport de l'eau vers les feuilles sous la responsabilité des pressions osmotiques dans la racine après l'absorption d'ions qui seront transportés avec l'eau vers la feuille (**Stuedle 2000**). La recirculation du Na^+ de la feuille à travers le phloème jusqu'à la racine est largement considérée comme négligeable (**Tester et Davenport 2003**) ; cependant, des travaux sur le lupin (**Munns et al., 1988**), le poivron (**Blom-Zandstra et al., 1998**) et le maïs (**Lohaus et al., 2000**) indiquent qu'une recirculation significative peut se produire.

De nombreuses études ont indiqué que la salinité diminue l'absorption des nutriments et leur accumulation dans les plantes (**Ashraf, 2004 ; Maksimović et al., 2010**). Nos résultats montrent que la teneur en potassium diminue avec l'augmentation des concentrations salines au niveau des racines des plantes cultivées sous substrat sans bentonite. Cependant, une accumulation est observée au niveau des feuilles. Des travaux similaires sur le gombo indiquent que l'accumulation de K^+ , au niveau des feuilles et des racines, est nettement ralentie sous l'effet du stress salin (**Habib et al., 2012; Achour, 2016**). Par ailleurs, l'apport de bentonite aux deux doses a réduit de manière significative les teneurs en K^+ foliaire et racinaire, même en absence de stress salin ; Cela peut s'expliquer par l'antagonisme entre K^+ et Na^+ durant le processus d'absorption (**Box, 2000 ; Al Karaki, 2000**).

Le K^+ est un constituant minéral principal de la cellule vivante et le cation le plus abondant (**Epstein, 1972**). Il est connu pour avoir des fonctions biophysiques (effets osmotiques et maintien de l'équilibre ionique) et biochimiques (activation d'enzymes) (**Marschner, 1995**). Il est également important pour l'activation enzymatique, les mouvements cellulaires, la neutralisation de charge, la transcription et la modification post-traductionnelle (**Maathuis 2009**), ayant un grand impact sur le métabolisme cellulaire (**Amtmann et Armengaud 2009**).

Il joue également un rôle important dans le transport des solutés à travers le phloème. Par exemple, il est nécessaire pour le déplacement du saccharose de la tige vers la racine et vers les tissus puits, comme les fruits (**White et Karley, 2010**). Ainsi, la croissance des plantes et le développement nécessite que de grandes quantités de K^+ soient prises à partir du sol et une translocation vers les différents organes de la plante (**Cherel et al., 2014**).

Une carence en K^+ entraîne une diminution de la photosynthèse due à l'accumulation de saccharose dans les feuilles (**Mengel et al.2001, Deeken et al 2002, Hermans et al 2006,**

CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION

White et Karley 2010), ce qui affecte négativement le développement des plantes (**Jang et al., 2009**).

Il est largement admis que la carence en K^+ accroît la sensibilité de la plante au stress hydrique et que les plantes ayant un apport adéquat en K^+ ont des tissus mieux hydratés que celles présentant une carence en K^+ (**Mengel et Kirkby, 2001**). La carence en K^+ induit également une augmentation des ROS dans les racines d'*Arabidopsis thaliana*, impliqués dans la régulation de la transcription des gènes en réponse à de faibles concentrations en K^+ (**Shin et Schachtman, 2004**).

Le K^+ joue un rôle dans l'osmorégulation (**Alemán et al., 2011**), l'ouverture des stomate et la transpiration (**Hsiao et Lauchi, 1986**). L'effet de la carence en K^+ sur le mécanisme d'ouverture des stomates peut impliquer l'interaction de différents signaux hormonaux (**Shin et Schachtman, 2004, Jang et al., 2009**). Différents facteurs, y compris l'acide abscisique (ABA) sont impliqués dans le mécanisme de fermeture des stomates (**Hartung et al. 1998**). Dans tous les cas, la fermeture des stomates est précédée d'une libération rapide de K^+ des cellules de garde dans l'apoplaste (**Kearns et Assmann, 1993**).

Dans les conditions de carence en K^+ , les stomates se ferment. Cependant, de nombreuses études ont montré que la carence en K^+ favorise la transpiration (**Brag, 1972 ; Bednarz et al., 1998 ; Cabanero et Carvajal, 2007**). Néanmoins, lorsque la carence en K^+ est très grave, elle peut inhiber la transpiration (**Dhakal et Erdei, 1986, Smith et Stewart, 1990, Tomemori et al., 2002**).

Des quantités optimales de K^+ sont nécessaires pour maintenir l'intégrité et la fonction de la membrane cellulaire (**Wei et al., 2003**). Ainsi, des rapports K^+/Na^+ élevés améliorent également la résistance de la plante à la salinité (**Asch et al., 2000**). Pour maintenir des quantités suffisantes de K^+ dans les tissus sous stress salin, certaines espèces adoptent le mécanismes de la sélectivité ionique de K^+ sur Na^+ et une compartimentation dans les feuilles (**Carden et al., 2003**).

Dans notre expérience, en absence de bentonite, l'augmentation de la concentration saline induit une accumulation importante de calcium dans les feuilles et les racines par rapport au sodium. Cela se traduit par des ratios Ca^{++}/Na^+ très élevés. Des résultats similaires sont obtenus par **Achour (2016)** sur le gombo. Cependant, en présence de bentonite, ce ratio subi une chute ce qui indique une absorption préférentielle de Na^+ par rapport au Ca^{++} dans les deux organes de la plante. Le calcium joue un rôle essentiel dans la régulation de nombreux processus physiologiques qui influencent à la fois sur la croissance et les réponses aux stress environnementaux (**Bartels et Sunkar, 2005**) ; il est impliqué dans les mécanismes de

CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION

fermeture stomatique en réponse à divers stimuli tels que l'obscurité, l'ABA, le CO₂, le froid ou un stress oxydatif (McAinsh *et al.*, 1996; Kwak *et al.*, 2003).

Sadiqov *et al.*, (2002) indique que le Ca⁺⁺ participe aux mécanismes de signalisation de l'accumulation de la proline induite par la sécheresse pour l'ajustement osmotique. En outre, l'ABA joue un rôle protecteur en réponse aux stress abiotiques, notamment la sécheresse, la salinité et le froid (Schroeder *et al.*, 2001, Finkelstein *et al.*, 2002, Zhu, 2002).

Une fonction importante du Ca⁺⁺ mitochondrial est de stimuler le cycle de l'acide tricarboxylique (TCA) (McCormack et Denton, 1993) et la phosphorylation oxydative (Das et Harris, 1990 ; Balaban, 2002). Par conséquent, Ca⁺⁺ pourrait augmenter la production de ROS en augmentant le métabolisme. Pendant ce processus, plus d'électrons fuient de la chaîne respiratoire tandis que plus d'O₂ est consommé pour produire de l'ATP (Pei *et al.*, 2000; Koehler *et al.*, 2003).

L'ABA induit la fermeture stomatique en réponse à des stress abiotiques afin de limiter les pertes d'eau de la plante (Lim *et al.*, 2015). Cette régulation fait intervenir des voies de signalisation complexes de phosphorylation *via* des kinases calcium dépendantes ou non. L'activité de ces kinases permet d'inhiber les différentes protéines participant à l'ouverture stomatique et d'activer les acteurs de la fermeture stomatique directement par phosphorylation ou par l'intermédiaire de messagers secondaires tels que les ROS ou du Ca⁺⁺ mais aussi en modulant l'expression génique de ces différentes protéines (Kroniewicz, 2011). Le calcium semble aussi jouer un rôle important dans la signalisation de l'ABA chez les plantes (Jammes *et al.*, 2011, Cheval *et al.*, 2013).

Dans les conditions de salinité, l'excès de Na⁺ entre en compétition avec K⁺, et c'est la base de la toxicité du Na⁺ (Blumwald 2000). Cela se traduit par une diminution de l'absorption de K⁺. Ainsi, l'ion Na⁺ est capable de déplacer le Ca⁺⁺ du plasaleme des cellules racinaires entraînant l'augmentation de perméabilité membranaire et provoquant un efflux du K⁺ (El-Iklil *et al.*, 2001).

La tolérance des plantes à l'excès de sodium est largement liée à une faible absorption de Na⁺ et à l'accumulation de K⁺ et Ca⁺⁺ afin de maintenir un rapport K⁺/Na⁺ optimal dans le cytoplasme des cellules du mésophylle (James *et al.*, 2006 ; Munns et tester, 2008), ce qui est essentiel pour de nombreux processus enzymatiques (Guo *et al.*, 2010).

CONCLUSION GENERALE

Conclusion

La salinité constitue une contrainte majeure à la productivité et au développement agricole, en réduisant la croissance et le développement des plantes. La connaissance des critères de résistance à la salinité serait d'un grand intérêt car ils pourraient servir de base pour la sélection de la résistance des plantes aux stress abiotiques en particulier la salinité. Cependant, l'utilisation des ressources naturelles disponibles présente l'une des méthodes agricoles utilisées depuis longtemps pour la valorisation et la réhabilitation des terres affectées par la salinité. Cette étude s'est axée sur l'effet de la bentonite sur le comportement hydrique, physiologique et métabolique du gombo soumis à un régime salin au NaCl.

Dans nos conditions expérimentales, le statut hydrique du gombo est influencé par le NaCl, le type de substrat et l'effet combiné salinité – bentonite. Le NaCl a provoqué une chute du contenu hydrique (RWC) des feuilles des plantes cultivées sous substrat sans bentonite, accompagné d'une limitation de la déperdition en eau (RWL). Aussi, cette diminution de la transpiration reste liée à la fermeture des stomates mesurée grâce à la résistance stomatique relative à la quantité de vapeur d'eau diffusé par les stomates. Cette résistance stomatique augmente significativement sous l'effet de la salinité. En revanche, les plantes cultivées sous substrat bentonisé à 3.5 % et 7% montrent une stabilité du RWC des feuilles et du RWL (transpiration) lorsque la salinité du milieu augmente, mais ils restent nettement inférieurs à ceux enregistrés chez les plantes témoins. Ces variations des paramètres hydriques par les plantes restent vraisemblablement liées à l'effet substrat bentonite, améliorant la capacité de rétention de l'eau pour être utilisée par la plante.

La fermeture des stomates lors d'un stress salin est l'un des mécanismes que les plantes utilisent pour maintenir un gradient de potentiel hydrique entre le milieu interne et externe de la plante en limitant les pertes en eau, mais elle provoque également une diminution de la pénétration du CO₂, ce qui affecte le processus de la photosynthèse. En effet, sous le substrat sans bentonite le traitement salin provoque un ralentissement de l'activité photosynthétique; qui se traduit par une diminution des teneurs en pigments chlorophylliens des feuilles quelle que soit la concentration saline appliquée. Néanmoins, l'apport de bentonite aux substrats de culture a amélioré significativement la synthèse des pigments chlorophylliens.

D'autre part, l'application du stress salin stimule la synthèse des sucres solubles, de la proline et des protéines chez le gombo. Ces composés jouent un rôle important dans l'ajustement osmotique ; leur accumulation est considérée comme un marqueur de la résistance des plantes aux contraintes abiotiques notamment le stress salin. Par ailleurs, l'ajout de

CONCLUSION GENERALE

bentonite aux substrats de culture a amélioré l'aptitude du gombo à tolérer les concentrations de NaCl croissantes, en accumulant davantage ces composés comparativement au substrat sans bentonite; ce qui explique le maintien de la turgescence cellulaire, appréciée par des teneurs relatives en eau sous salinité.

En outre, nos résultats montrent que la sévérité du stress salin s'accompagne d'un stress oxydatif. En effet, sous les trois substrats les teneurs en peroxyde d'hydrogène et en malondialdéhyde augmentent au fur et à mesure que la salinité augmente dans le milieu, témoignant la production d'espèces réactives de l'oxygène (ROS) et l'instabilité de la membrane cellulaire. Mais cette augmentation reste dépendante de la concentration de NaCl appliquée et la dose de bentonite ajoutée.

Il est à noter aussi que le gombo synthétise des antioxydants non enzymatiques, en réponse à l'accumulation excessive des ROS. Cela se traduit par l'accumulation de polyphénols totaux et des flavonoïdes totaux sous l'effet de NaCl. Ainsi, une corrélation étroite est enregistrée entre l'accumulation en ces composées et la production de H₂O₂ et de MDA, en particulier, sous le substrat sans bentonite et à 3.5% de bentonite.

Dans nos conditions expérimentales, le stress salin au NaCl induit une accumulation excessive de Na⁺ chez le gombo notamment dans les racines ; cette accumulation est plus importante chez les plantes cultivées sous substrat bentonisé aux deux doses, à cause de la richesse de la bentonite en Na⁺. Le caractère antagoniste du Na⁺ vis-à-vis du K⁺ provoque un déséquilibre dans la nutrition minérale. D'autre part, le gombo accumule davantage le Ca⁺⁺ sous l'effet de NaCl, avec des teneurs plus importantes dans les feuilles que le sodium, ce qui s'explique par un ratio Ca⁺⁺/Na⁺ supérieur à l'unité sous tous les traitements salins et les doses de bentonite. Les résultats montrent aussi que sous le substrat sans bentonite, la teneur en K⁺ racinaire diminue tandis que ce cation évolue à la hausse dans les feuilles sous l'effet de NaCl. Cependant, sous les deux substrats bentonisés les racines accumulent davantage le K⁺ lorsque la salinité augmente avec des teneurs moins importantes que celles enregistrées sous le substrat sans bentonite.

L'indice de sensibilité relative à la salinité détermine le niveau de sensibilité des plantes du Gombo cultivées sous substrat bentonisé et sans bentonite. Les résultats de cet indice montrent une importante variation entre les traitements en NaCl appliqués et le substrat. En effet, à concentration modérée (100 mM), les plantes cultivées sous substrat bentonisé à 3.5 et 7% montrent une résistance importante comparativement aux plantes cultivées sous substrat

CONCLUSION GENERALE

sans bentonite. La sévérité du stress salin (300 mM) induit une sensibilité plus importante chez toutes les plantes cultivées sous les substrats bentonisés et sans bentonite.

Nos résultats montrent que l'ajout de bentonite dans les sols sableux affectés par la salinité peut apporter des changements dans les réponses hydriques et physiologiques du gombo (*Abelmoschus esculentus* L.). Ces changements dépendent essentiellement de la sévérité de la contrainte et la dose de bentonite apportée, mais l'application de telles conclusions sur le terrain reste prématurée. Ce qui nécessite des travaux plus approfondis et plus ciblé dans la possibilité de contribuer à l'amélioration de la tolérance des espèces à la salinité et la réhabilitation des sols contaminés.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Abbas T., Pervez M. A., Ayyub C. M., Ahmad R., 2013- Assessment of Morphological, Antioxidant, Biochemical and Ionic Responses of Salt Tolerant and Salt Sensitive Okra (*Abelmoschus esculentus* L.) under Saline Regime. *Pakistan Journal of Life and Social Sciences*, vol.11(2), p. 147-153.
- Abd El-Kader AA., Shaaban SM., Abd El-Fattah MS., 2010- Effect of irrigation levels and organic compost on okra plants (*Abelmoschus esculentus* L) grown in sandy calcareous soil. *Agric. Biol. J. North America*, vol. 1, p. 225-231.
- Abogadallah G.M., 2010- Antioxidative defense under salt stress. *Plant Signaling and Behavior*, vol. 5(4), p. 369-374.
- Abraham E., Rigo G., Szekely G., Nagy R., Koncz C., Szabados L., 2003- Light-dependent induction of proline biosynthesis by abscisic acid and salt stress is inhibited by brassinosteroid in *Arabidopsis*. *Plant Mol. Biol*, vol. 51, p. 363–372.
- Achour A., 2016- Caractérisations Physiologique et Biochimique du Gombo (*Abelmoschus esculentus* L.) sous Stress Salin. Thèse de Doctorat en Sciences Biologiques, Université Oran 1 Ahmed Ben Bella.
- Adetuyi F., Ajala, L., Ibrahim T., 2012- Effect of the addition of defatted okra seed (*Abelmoschus esculentus*) flour on the chemical composition, functional properties and zn bioavailability of plantain (*Musa paradisiacal* linn) flour. *JMBFS*, vol. 2 (1), p. 69-82.
- Adilakshmi A., Korat DM., Vaishnav PR., 2008- Effect of organic manures and inorganic fertilizers on insect pests infesting okra. *Karnataka J. Agric. Sci*, vol. 21, p. 287-289.
- Agastian P., Kingsley S.J., Vivekanandan M. 2000- Effect of salinity on photosynthesis and biochemical characteristics in mulberry genotypes. *Photosynthetica*, vol.38, p. 287–290.
- Agati G., Biricolli S., Guidi L, Ferrini F., Fini A., Tattini M., 2011- The biosynthesis of flavonoids is enhanced similarly by UV radiation and root zone salinity in *L. vulgare* leaves. *J Plant Physiol*, vol. 168, p. 204–212.
- Agati G., Matteini P., Goti A., Tattini M., 2007- Chloroplastlocated flavonoids can scavenge singlet oxygen. *New Phytol*, vol. 174, p. 77–89.
- Agati G., Tattini M., 2010- Multiple functional roles of flavonoids in photoprotection. *New Phytol*, vol. 186, p. 786–793.
- Ahmad M.S.A., Khan F.J., Ashraf M., 2007-Iso-osmotic effect of NaCl and PEG on growth, cations and free proline accumulation in callus tissue of two indica rice (*Oryza sativa* L.) genotypes. *Plant Growth Regul*, vol. 53, p. 53-63.
- Ahmad P., Jaleel CA., Sharma S., 2010- Antioxidative defence system, lipid peroxidation, proline metabolizing enzymes and Biochemical activity in two genotypes of *Morus alba* L. subjected to NaCl stress. *Russ. J. Plant Physiol*, vol. 57, p. 509-517.
- Akanbi WB., Togun AO., Adeliran JA., Ilupeju EAO., 2010- Growth dry matter and fruit yields components of okra under organic and inorganic sources of nutrients. *American-Eurasian J. Sustain. Agric*, vol. 4, p. 1-13.
- Akande MO., Oluwatoyinbo FI., Adediran JA., Buari KW., Yusuf IO., 2003- Soil amendments affect the release of P from rock phosphate and the development and yield of okra. *J. Veg. Crop Product*, vol. 9, p. 3-9.
- Akande MO., Oluwatoyinbo FI., Makinde EA, Adepoju AS, Adepoju IS., 2010- Response of okra to organic and inorganic fertilization. *Nature Sci*, vol. 8, p. 261-266.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Akingbala J O., Akinwande B A., Uzo-Peters PI., 2003- Effects of color and flavor changes on acceptability of ogi supplemented with okra seed meals. *Plant Foods Human Nutr*, vol. 58, p. 1-9.
- Akinyele BO., Temikotan T., 2007- Effect of variation in soil texture on the vegetative and pod characteristics of okra (*Abelmoschus esculentus* (L.) Moench). *Intern. J. Agric. Res*, vol. 2, p. 165-169.
- Akram M. S., Ashraf M., Akram N. A., 2009- Effectiveness of potassium sulfate in mitigating salt-induced adverse effects on different physio-biochemical attributes in sunflower (*Helianthus annuus* L.). *Flora*, vol. 204, p. 471–483.
- Akram M. S., Ashraf M., 2011- Exogenous application of potassium dihydrogen phosphate can alleviate the adverse effects of salt stress on sunflower (*Helianthus annuus* L.). *J. Plant Nutr*. In press.
- Akram NA., Ashraf M., Al-Qurainy F., 2012- Aminolevulinic acid-induced regulation in some key physiological attributes and activities of antioxidant enzymes in sunflower (*Helianthus annuus* L.) under saline regimes. *Sci Hort*, vol. 142, p. 143-8.
- Al Karaki G.N., 2000- Growth, sodium, and potassium uptake and translocation in salt-stressed tomato, *J. Plant Nutr*, vol. 23, p. 369-379.
- Aladele SE., Ariyo OJ., Lapena R., 2008- Genetic relationship among West African okra (*Abelmoschus caillei*) and Asian genotypes (*Abelmoschus esculentus*) using RAPD. *African J. Biotechnol*, vol. 7, p. 1426-1431.
- Alemán F., Nieves-Cordones M., Martínez V., 2011- Rubio F, Root K⁺ Acquisition in Plants: The Arabidopsis thaliana Model. *Plant and Cell Physiology*, vol. 52(9), p. 1603-1612.
- Ali A., Deokule SS., 2008- Comparison of phenolic compounds of some edible plant of Iran and India. *Pak J Nutr*, vol. 7(4), p. 582-585.
- Allina S.M., 1998- 4-Coumarate: coenzyme A ligase in hybrid poplar. Properties of native enzymes, cDNA cloning and analysis of recombinant enzymes. *Plant Physiol*, vol. 116, p. 743–754
- Amdouni T., Mrah S., Msilini N, Zaghdoud M., Ouerghiabidi Z., Lachaal M., 2014- Physiological and biochemical responses of two maize cultivars (*Corralejo* and *Tlaltizapon*) under salt stress. *Journal of Stress Physiology & Biochemistry*, vol. 10 (3), p. 246-258.
- Ameer K., Farzana S., Kafeel A., Zafar I K., Amin S., Humera N., 2015- Amelioration of Adverse Effects of Salt Stress in Okra (*Hibiscus esculentus* L.) By Foliar Application of Proline. *American-Eurasian. J. Agric. & Environ. Sci*, vol. 15 (11), p. 2170-2179,
- Amini F., Ehsanpour A., Hoang QT., Shin JS., 2007- Protein Pattern Changes in Tomato under In Vitro Salt Stress. *Russ. J. Plant Phys*, vol. 54(4), p. 464-471.
- Amjad M., Akhtar J., Anwar-ul-Haq M., Yang A., Akhtar S. S., Jacobsen S.E., 2014- Integrating role of ethylene and ABA in tomato plants adaptation to salt stress. *Scientia Horticulturae*, vol. 172, p. 109-116.
- Amtmann A., Sanders D., 1998- Mechanisms of Na⁺ uptake by plant cells. *Adv. Bot. Res*, vol. 29, p. 75–112.
- Amtmann A., Armengaud P. , 2009- Effects of N, P, K and S on metabolism: new knowledge gained from multi-level analysis. *Curr. Opin. Plant Biol*, vol. 12, p. 275–283.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Apak R., Güçlü K., Demirata B., Özyürek M., Çelik S. E., Bektaşoğlu B., Berker K. I., Özyurt D., 2007- Comparative evaluation of various total antioxidant capacity assays applied to phenolic compounds with the CUPRAC assay. *Molecules*, vol. 12, p. 1496-1547.
- Arbaoui M., 2016- Effet du stress salin sur des plantules de Tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill) cultivées sur substrat sableux amendé en bentonite. Thèse de Doctorat en Sciences Biologiques, Université Oran 1 Ahmed Ben Bella.
- Asch F., Dingkuhn M., Miezan K., Dörffling K., 2000- Leaf K/Na ratio predicts salinity induced yield loss in irrigated rice. *Euphytica*, vol. 113, p. 109–118.
- Ashraf A., Khanum, A., 1997- Relationship between ion accumulation and growth in two-spring wheat line differing in salt tolerance at different growth stages. *J. Agron. Crop Sci*, vol. 178, p.39-51.
- Ashraf M., & Bashir A., 2003- Salt stress induced changes in some organic metabolites and ionic relations in nodules and other plant parts of two crop legumes differing in salt tolerance. *Flora*, vol. 198, p. 486– 498.
- Ashraf M., 2003- Some important physiological selection criteria for salt tolerance in plants. *Flora*, vol. 199, p.361–376.
- Ashraf M., 2004- Some important physiological selection criteria for salt tolerance in plants. *Flora - Morphology, Distribution, Functional Ecology of Plants*, vol. 199(5), p. 361-376.
- Ashraf M., 2009- Biotechnological approach of improving plant salt tolerance using antioxidants as markers. *Biotechnol Adv*, vol. 27, p. 84-93.
- Ashraf M., Ahmad S., 2000- Influence of sodium chloride on ion accumulation, yield components and fibre characteristics in salt-tolerant and salt-sensitive lines of cotton (*Gossypium hirsutum* L.). *Field Crops Res*, vol. 66, p. 115-127.
- Ashraf M., Akram NA., Arteca RN., Foolad MR., 2010- The physiological, biochemical and molecular roles of brassinosteroids and salicylic acid in plant processes and salt tolerance. *Crit Rev Plant Sci*, vol. 29, p. 162-90.
- Ashraf M., Athar H. R., Harris P. J. C., Kwon T. R., 2008- Some prospective strategies for improving crop salt tolerance. *Adv. Agron*, vol. 97, p. 45–110.
- Ashraf M., Foolad M.R., 2009- Improving plant abiotic-stress resistance by exogenous application of osmoprotectants glycinebetaine and proline. *Environmental and Experimental Botany*, vol. 59, p.206-16.
- Ashraf M., Tufail M., 1995- Variation in salinity tolerance in sunflower (*Helianthus annuus* L.). *J. Agron. Soil Sci*, vol. 174, p. 351- 362.
- Ashraf MA, Ashraf M, Ali Q., 2010- Response of two genetically diverse wheat cultivars to salt stress at different growth stages: leaf lipid peroxidation and phenolic contents. *Pak. J. Bot*, 42.p.559-566.
- Awika J.M., Rooney L.W., 2004- Sorghum phytochemicals and their potential impact on human health. *Phytochemistry*, vol. 65(9), p. 1199-1221.
- Babu TS., Akhtar TA., Lampi MA., Tripuranthakam S., Dixon DG., Greenberg BM., 2003- Similar stress responses are elicited by copper and ultraviolet radiation in the aquatic plant *Lemna gibba* : implication of reactive oxygen species as common signals. *Plant Cell Physiol*, vol. 44, p. 1320–1329.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Baghizadeh A., Salarizadeh M.R., Abaasi F., 2014- Effects of Salicylic acid on some physiological and biochemical parameters of *Brassica napus* L.(Canola) under salt stress. *International Journal of Agri Science*, Vol.4(2) p. 147-152.
- Baker N.R., Rosenqvist E., 2004- Applications of chlorophyll fluorescence can improve crop production strategies: an examination of future possibilities. *J. Exp. Bot*, vol. 55, p. 1607–1621.
- Balaban R.S., 2002- Cardiac energy metabolism homeostasis: role of cytosolic calcium. *J Mol Cell Cardiol*, vol. 34, p. 1259–71.
- Banuls J., Ligaz F., Primo-Millo E., 1991- Effect of salinity on uptake and distribution of chloride and sodium in some citrus scion-rootstock combinations. *J. Hort. Sci*, vol 65, p.715-724.
- Barnum D.A., 2005- Impact of salinity on wildlife. Paper presented in the International Salinity Forum: Managing Saline Soils and Water. Riverside Convention Center, Riverside, California.
- Barrett-Lennard E.G., Freudenberger D., Norman H.C., 2005-Composition, structure and function in salt land ecosystems: Parts and blueprints for salt land restoration. Paper presented in the International Salinity Forum: Managing Saline Soils and Water. 25-27 April, 2005. Riverside Convention Center, Riverside, California.
- Bartels D., Sunkar R., 2005- Drought and salt tolerance in plants. *Criti. Rev. Plant Sci*, vol. 24, p. 23–58.
- Bartoli C.G., Casalongue C., Simontacchi M., Márquez-García B., Foyer C.H., 2012- Interactions between hormone and redox signalling pathways in the control of growth and cross-tolerance to stress. *Environmental and Experimental Botany*, vol. 94, p. 73–88.
- Bednarz C.W., Oosterhuis D.M., Evans R.D., 1998- Leaf photosynthesis and carbon isotope discrimination of cotton in response to potassium deficiency. *Environmental and Experimental Botany*, vol. 39, p. 131–139.
- Bekki A., Trinchant J.C., Rigaud J., 1987- Nitrogen fixation by medicago nodules and bacteroids under sodium chlorid stress. *physiol plant*, vol. 71, p. 61-67.
- Belahcene N., Mouaïssia W., Zenati N., Djebar M. R., 2015- Etude de l'effet d'un stress oxydatif cause par un herbicide systemique cossack sur le ble dur (*Triticum durum* Desf.). *International Journal of Innovation and Scientific Research*, vol. 14 (1), p. 104- 111.
- Ben Hassine H., 2005- Effets de la nappe phréatique sur la salinisation des sols de cinq périmètres irrigués en Tunisie. *Étude et Gestion des Sols*, vol. 12, p. 281-300.
- Ben Khaled L., Gomez A., Honrubia M., Oihabi A., 2003- Effet du stress salin en milieu hydroponique sur le trèfle inoculé par le Rhizobium. *Agronomie, EDP Sciences*, vol.23 (7), p.553-560.
- Ben Rejeb K., Lefebvre-De Vos D., Le Disquet I., Leprince A.S., Bordenave M., Maldiney R., Jdey A., Abdelly C., Savouré A., 2015- Hydrogen peroxide produced by NADPH oxidases increases proline accumulation during salt or mannitol stress in *Arabidopsis thaliana*. *New Phytologist* 208: 1138–1148 doi: 10.1111/nph.13550.
- Benbrahim K.F., Ismaili M., Benbrahim S.F., Tribak A., 2004- Problèmes de dégradation de l'environnement par la désertification et la déforestation : impact du phénomène au Maroc. *Sécheresse*, vol. 15(4), p. 307-320.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Benhassaini H., Fetati A., Hocine A. K., Belkhouja M., 2012-Effect of salt stress on growth and accumulation of proline and soluble sugars on plantlets of *Pistacia atlantica* Desf. subsp. *atlantica* used as rootstocks. *Biotechnologie, Agronomie, Société et Environnement*, vol. 16(2), p.159-165.
- Benjawan C., Chutichudet P., Kaewsit S., 2007- Effect of green manures on growth yield and quality of green okra (*Abelmoschus esculentus* L.) har lium cultivar. *Pakistan J. Biological Sci*, vol. 10, p. 1028-1035.
- Berka S., Aïd F., 2009- Réponses physiologiques des plants d'*Argania spinosa* (L.) Skeels soumis à un déficit hydrique édaphique. *Sécheresse*, vol. 20(3), p. 296 - 302.
- Besq A., 2000- Ecoulements laminaires de suspensions de bentonite industrielles. Caractérisation rhéométrique - Ecoulements en conduites axisymétriques. Applications aux activités du Génie Civil. Thèse de doctorat de l'Université de Poitiers.
- Blaha J., Draslarova J. et Kroesna K., 2000- The effect of vitamin and electrolyte supplement on broiler performance under stress. *Agricultural Tropical et subtropical*, vol. 33, p. 52-58.
- Blom-Zandstra M., Vogelzang S., Veen B., 1998- Sodium fluxes in sweet pepper exposed to varying sodium concentrations. *Journal of Experimental Botany*, vol. 49, p. 1863–1868.
- Blumwald E., 2000- Sodium transport and salt tolerance in plants. *Curr. Opin. Cell Biol*, vol. 12, p. 431–434.
- Bond W.J., 1998- Effluent irrigation – An environmental challenge for soil science. *Aust. J. Soil Res*, vol.36, p.543-555.
- Bonifas, J. L., 1998- Contribution à l'étude de la viscosité de suspensions de bentonite. Thèse de doctorat de l'ULP.
- Bonnefont-Rousselot D., Théron P., Delattre J.,2003- Radicaux libres et antioxydants. In : Delattre J., Durand G., Jardillier J.C.,(Eds),Biochimie pathologique. Aspects moléculaires et cellulaires. Paris: Flammarion Médecine/Sciences, p. 59-81.
- Boriboonkaset T., Theerawitaya C., Yamada N., Pichakum A., Supaibulwatana K., Chaum S., Takabe T., Kirdmanee C., 2013- Regulation of some metabolism - related genes, starch and soluble sugar contents, photosynthetic activities and yield attributes of two contrasting rice genotypes subjected to salt stress. *Protoplasma*, vol. 250 (5), p. 1157 - 1167.
- Boualla N., Benziane A., Derrich Z., 2012- Origine de la salinisation des sols de la plaine de M'léta (bordure sud du bassin sebkha Oran). *Journal of Applied Biosciences*, vol. 53, p. 3787-3796.
- Box S., Schachtman D.P., 2000- The effect of low concentrations of sodium on potassium uptake and growth of wheat, *Aust. J. Plant Physiol*, vol. 27, p. 175-182.
- Bradford M.M.,1976- A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. *Analytical Biochemistry*,vol. 72(1-2), p. 248-254.
- Brag H., 1972- The influence of potassium on the transpiration rate and stomatal opening in *Triticum aestivum* and *Pisum sativum*. *Physiologia Plantarum*, vol. 26, p. 250–257.
- Brindley G.W., 1966- Discussion and recommandations concerning the nomenclature of clay minerals and related phyllosilicates. *Clay and Clay Minerals*, vol. 14, p. 27-34.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Bruneton J., 1999- Pharmacognosie : Phytochimie, Plantes médicinales. Edition Technique et documentation, p233.
- Burman, U.; Garg, B. K. & Kathju, S. (2003): Water relations, photosynthesis and nitrogen metabolism of Indian mustard (*Brassica juncea*) grown under salt and water stress. – *J. Plant Biol*, vol. 30, p. 55– 60.
- Cabanero F.J., Carvajal M., 2007- Different cation stresses affect specifically osmotic root hydraulic conductance, involving aquaporins, ATPase and xylem loading of ions in *Capsicum annuum* L. plants. *Journal of Plant Physiology*, vol. 164, p. 1300–1310.
- Caillère S., Hénin S., Rautureau M., 1982- Minéralogie des argiles. Masson, Tomes 1 et 2, p. 184-189.
- Carden D. E., Walker D. J., Flowers T. J., Miller A. J., 2003- Single-cell measurements of the contributions of cytosolic Na⁺ and K⁺ to salt tolerance. *Plant Physiol*, vol. 131, p. 676–683.
- Chaparzadeh N., Khavari-Nejad R.A., Navari-Izzo F., Izzo A., 2003- Water relations and ionic balance in *Calendula officinalis* L. under salinity conditions. *Agrochimica*, vol. 47, p. 69–79.
- Charrier A., 1984- Genetic resources of *Abelmoschus* (okra). IBPGR Secretariat, Paris, France.
- Charrier A., 1984- Genetic resources of genus *Abelmoschus* Med. (Okra). IBPGR, Rome.
- Chaves M.M., Flexas J., Pinheiro C., 2009- Photosynthesis under drought and salt stress: regulation mechanisms from whole plant to cell. *Annals of Botany*, vol. 103(4), p. 551-560.
- Cheeseman M., 1988- Mechanisms of Salinity Tolerance in Plants. *Plant Physiol*, vol 87, p. 547-550.
- Chen L.I.J., Wang S., Huttermann A., Altman A., 2001- Salt, nutrient uptake and transport and ABA of *Populus euphratica*, a hybrid in response to increasing soil NaCl. *Tree-Struct. Funct*, vol. 15, p. 186-194.
- Chen Z., Cuin T.A., Zhou M., Twomey A., Naidu B.P., Shabala S., 2007- Compatible solute accumulation and stress-mitigating effects in barley genotypes contrasting in their salt tolerance. *Journal of Experimental Botany*, vol.58 (15-16), p. 4245-4255.
- Chérel I., Lefoulon C., Boeglin M., Sentenac H., 2014 -Molecular mechanisms involved in plant adaptation to low K⁺ availability. *Journal of Experimental Botany*, vol. 65(3), p. 833-848.
- Chesworth W., 2008- Encyclopedia of Soil Science, Ed. Springer Dordrecht, Berlin, p. 902.
- Cheval C., Aldon D., Galaud J. P., Ranty B. , 2013- Calcium/calmodulin-mediated regulation of plant immunity. *Biochim. Biophys. Acta*, vol. 1833, p. 1766–1771. doi: 10.1016/j.bbamcr.2013.01.031.
- Clark et Mac-Caig. 1982- Excised leaf water relation capability as an indicator of drought resistance of Triticum genotypes. *Canadian Journal of Plant Science*. 62: 571-576 p.
- Cook J A., Jagt D J., Pastuszyn A., Mounkaila G., Glew R S., Millson M., Glew R.H., 2000- Nutrient and chemical composition of 13 wild plant foods of Niger. *J. Food Comp. Anal*, vol. 13, p. 83-92.
- Corvisier, P., 2001- Ecoulement de fluides thixotropes dans des conduites droites ou présentant des singularités. Thèse de doctorat de l'Université Henri Poincaré.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Cram W.J., 1976- Negative feedback regulation of transport in cells. The maintenance of turgor, volume and nutrient supply. In: Luttge U., Pitman M.G. (eds.). *Encyclopaedia of Plant Physiology, New Series*, Vol. 2. Springer-Verlag, Berlin.
- Cushman J.C., Meyer G., Michalowski C.B., Schmitt J.M., Bohnert H.J., 1989- Salt stress leads to differential expression of two isogenes of PEPCase during CAM induction in the common Ice plant. *Plant Cell*, vol. 1, p. 715-725.
- D'Auria J.C., Gershenzon J., 2005- The secondary metabolism of *Arabidopsis thaliana* : growing like a weed. *Curr Opin Plant Biol* , vol. 8, p. 308–316.
- Dada O.A., Fayinminnu O.O., 2010- Period of weed control in okra (*Abelmoschus esculentus* (L.) Moench) as influenced by varying rates of cattle dung and weeding regimes. *Notulae Botanicae Horti Agrobotanici Cluj-Napoca*, vol. 38, p. 149-154.
- Dai J., Mumper R. J., 2010- Plant Phenolics : Extraction, Analysis and Their Antioxydant and Anticancer Propreties. *Molecules*, vol. 15(10),p. 7313-52.
- Das A.M., Harris D.A., 1990-b Control of mitochondrial ATP synthase in heart cells: inactive to active transitions caused by beating or positive inotropic agents. *Cardiovasc Res*, vol. 24, p. 411–7.
- Dat J., Vandenaabee S., Vranová E., Van Montagu M., Inzé D., Van Breusegem F., 2000- Dual action of the active oxygen species during plant stress responses. *Cellular and Molecular Life Sciences*, vol. 57, p. 779–795.
- Dat J.F., Pellinen R., Beeckman T., Van De Cotte B., Langebartels C., Kangasjarvi J., Inze D., Van Breusegem F., 2003- Changes in hydrogen peroxide homeostasis trigger an active cell death process in tobacco. *Plant J*, vol. 33, p. 621–632.
- De Abreu N., Mazzafera P., 2005- Effect of water and temperature stress on the content of active constituent of *Hypericum brasiliense* choisy. *Plant physiology and biochemistry*, vol. 43(3) , p. 241-248.
- De Boer A.H., Volkov V., 2003 Logistics of water and salt transport through the plant: structure and functioning of the xylem. *Plant, Cell & Environment*, vol. 26, p. 87–101.
- De Lannoy G., 2001- Gombo *Abelmoschus esculentus* (L.) Moench. In : Agriculture en Afrique Tropicale. Légumes. Direction Générale de la Coopération Internationale (DGCI). Paris, France. P. 478-484.
- Deeken R., Geiger D., Fromm J., Koroleva O., Ache P., Langenfeld- Heyser R., 2002- Loss of the AKT2/3 potassium channel affects sugar loading into the phloem of *Arabidopsis*. *Planta*, vol. 216, p. 334–344.
- Denden M., Bettaieb T., Salhi A., Mathlouthi M., 2005- Effet de la salinité sur la fluorescence chlorophyllienne, la teneur en proline et la production florale de trois espèces ornementales. *Tropicultura*, vol. 23(4), p. 220-225.
- Department of Biotechnology (2009): Series of crop specific biology documents biology of okra. Ministry of Science and Technology Government of India.
- Derdour H., 1985- Influence du taux de Sodium échangeable sur le comportement au compactage d'un mélange de sable et de bentonite. *Sciences du sol, Plaisir France*, p. 107-114.
- Dhakal M-R., Erdei L., 1986- Long-term effects of abscisic acid on K⁺ transport in young wheat plants of different K⁺ status. *Physiologia Plantarum*, vol. 68, vol. 637–640.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Diack M., Diop T., Ndiaye R., 2015- Restoration of degraded lands affected by salinization process under climate change conditions: Impacts on food security in the senegal river valley, In : R. Lal, B. R. Singh , Dismas .L. Mwaseba , D. Kraybill, D. O. Hansen et L. O. Eik (Eds.), Sustainable intensification to advance food security and enhance climate Resilience in Africa. *Springer Cham Heidelberg New York Dordrecht London*, p. 275-288.
- Diarra L.,1991- Contribution à l'étude de la résistance de quelques espèces fourragères aux phénomènes de salinisation/alcalinisation. Mémoire d'Ingénieur, IIPR de Katibougou,p.63.
- Dilruba S., Hasanuzzaman M., Karim R., Nahar K., 2009- Yield response of okra to different sowing time and application of growth hormones. *J. Hortic. Sci. Ornamental Plants*, vol. 1, p. 10-14.
- Doganlar Z. B ., Demir K., Basak H., Gul I., 2010- Effects of salt stress on pigment and total soluble protein contents of three different tomato cultivars. *African Journal of Agricultural Research*, vol. 5(15), p. 2056-2065.
- Douaik A., 2005- Evaluation of the space-time variability of soil salinity by statistical, geostatistical, and bayesian maximum entropy methods. These de Doctorat (Ph.D.), Université de Ghent, p 211.
- El djaafari S., 2000- Durum wheat breeding for abiotic stresses resistance: Definin physiological traits and criteria. *Option Mediterranean*, vol. 40, p. 256.
- El Sherif AF., 1987- Projet de recherche sur l'amélioration des sols sableux par la bentonite .Méthodes et aspects économiques .Rapport final ARST, Caire, Egypte, 182.
- El-Iklil Y., Karrou M., Mrabet R., Benichou M., 2002- Effet du stress salin sur la variation de certains metabolites chez *Lycopersicon esculentum* et *Lycopersicon sheesmanii*. *Canadian Journal of Plant Science*, vol. 82, p. 77-183.
- Entreprise Nationale des produits Miniers Non-Ferreux et des substances utiles.
- Epstein E., 1972- Mineral Nutrition of Plants: Principles and Perspectives. John Wiley & Sons, New York.
- Eynard A., Lala R., Keith D.W., 2006- *In Encyclopedia of Soil Science, (CRC Press)* Chapter: 323, p. 1538.
- Faghire M., Bargaz A., Farissi M., Palma F., Mandri B., Lluch C., Tejera García NA., Farinde A., Owolarafe O., Ogungbemi I., 2007- An overview of production, processing, marketing and utilisation of okra in egbedore local government area of Osun State, Nigeria. *Agricultural Engineering*, vol. 4, p. 1–17.
- Fasunwon BT., Banjo AD., 2010- Seasonal population fluctuations of *Podagraca* Species on okra plant (*Abelmoschus esculentus*). *Res. J. Agric. Biolog. Sci*, vol. 6, p. 283-288.
- Finkelstein R.R., Gampala S.S.L., Rock C.D., 2002- Abscisic acid signaling in seeds and seedlings. *Plant Cell*, vol. 14, p. 15-45.
- Fisarakis I., Chartzoulakis K., Stavrakas D., 2001- Response of sultana vines (*V. vinifera* L.) on six rootstocks to NaCl salinity exposure and recovery. *Agric. Water Manage*, vol 51, p.13-27.
- Foyer C. H., Noctor G., 2009- Redox regulation in photosynthetic organisms: signaling, acclimation, and practical implications. *Antioxidants and Redox Signaling*, vol. 11, p. 861–905.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Foyer C. H., Shigeoka S., 2010 - Understanding Oxidative Stress and Antioxidant Functions to Enhance Photosynthesis. *Plant Physiology*, vol. 155 (1), p. 93-100.
- Fraga C. G., 2007- Plant polyphenols : How to translate their in vitro antioxidant actions to in vivo conditions. *IUBMB Life*, vol. 59(4-5), p. 308-315.
- Fricke W., Peters., 2002-The biophysics of leaf growth in salt stressed barley. A study at the cell level. *Plant Physiol*, vol. 129, p. 388.
- Garratt L.C., Janagoundar B.S., Lowe K., Anthony P., Power J.B., Davey M.R., 2002- Salinity tolerance and antioxidant status in cotton cultures. *Free Radicle Biol. Medicine*, vol. 33, p. 502-511.
- Gaucher F., Burdin S., 1974- Géologie, géomorphologie et hydrologie des terrains sales. P.U.F., 234 p.
- Ghanem GAM., 2003- Okra leaf curl virus: a monopartite begomovirus infecting okra crop in Saudi Arabia. *Arab J. Biotechnol*, vol. 6, p. 139-152.
- Ghanem M.E., van Elteren J., Albacete A., Quinet M., Martínez-Andújar C., Kinet J-M., Pérez-Alfocea F. and Lutts S., 2009 -Impact of salinity on early reproductive physiology of tomato (*Solanum lycopersicum*) in relation to a heterogeneous distribution of toxic ions in flower organs. *Functional Plant Biology*, vol. 36, p. 125-136.
- Ghoulam C., Foursy A., Fares K., 2002- Effects of salt stress on growth, inorganic ions and proline accumulation in relation to osmotic adjustment in five sugar beet cultivars. *Environ. Exp. Bot*, vol 47, p.39-50.
- Girija C., Smith B.N., Swamy P.M., 2002- Interactive effects of sodium chloride and calcium chloride on the accumulation of proline and glycinebetaine in peanut (*Arachis hypogaea* L.). *Env. Exp. Bot*, vol. 47, p 1–10.
- Givord L., Denboer L., 1980- Insect transmission of okra mosaic virus in the Ivory Coast. *Annals Appl. Biol*, vol. 94, p. 235-241.
- Glaeser R., 1953- Complexes organo-argileux et rôle des cations échangeables. Thèse de doctorat d'état, Université Paris VI.
- Gomez JM., Herna'ndez JA., Jime'nez A., del Ri' o LA., Sevilla F., 1999- Differential response of antioxidative enzymes of chloroplasts and mitochondria to long-term NaCl stress of pea plants. *Free Rad Res*, vol. 31, p. 11–18
- Gomezcadenas A., Arbona V., Jacas J., Primomillo E., Talon M., 2002- Abscissic acid reduces leaf abscission and increases salt tolerance in citrus plants. *J. Plant Growth Regul*, vol. 21, p. 234-240.
- Gorham J.J., Bridges J., Dubcovsky J., Dvorak J., Hollington P.A., Luo M.C., 1997- Genetic analysis and physiology of a trait for enhanced K/Na discrimination in wheat. *New Phytol*, vol. 137, p. 109-116.
- Gosslau A., Chen K.Y., 2004- Nutraceuticals, apoptosis, and disease prevention. *Nutrition*, vol. 20, p. 95-102.
- Gould K.S., McKelvie J, Markham K.R., 2002- Do anthocyanins function as antioxidant in leaves? Imaging of H₂O₂ in red and green leaves after mechanical injury. *Plant Cell Environ*, vol. 25, p. 1261–1269.
- Grattan S.R., C.M. Grieve., 1999- Salinity-mineral nutrient relations in horticultural crops. *Sci. Hort*, vol 78, p.127-157.
- Grim R. E., 1968- Clay Mineralogy. McGraw-Hill, Inc., *New York*, 596 p.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Grondin A., Rodrigues O., Verdoucq L., Merlot S., Leonhardt N. and Maurela C., 2015- Aquaporins contribute to ABA-triggered stomatal closure through OST1-mediated phosphorylation. *The Plant Cell*, vol. 27 (7), p. 1945-1954.
- Grubben G. J. H., Denton O.A., 2004- Ressources végétales de l’afrique tropicales 2 Légumes. In : *PROTA (Eds.)*, p. 737 .
- Guo R., Zhou J., Hao1 W., Gong D., Zhong X., Gu F., Liu Q., Xia X., Tian J., Li H., 2010- Germination, growth, photosynthesis and ionic balance in *Setaria viridis* seedlings subjected to saline and alkaline stress. *Can. J. Plant Sci*, vol. 91, p. 1077-1088 doi: 10.4141/CJPS10167.
- Guo X., Cao K., Xu Z., 2004- Response of photosynthesis and antioxygenic enzymes in seedlings of three tropical forest tree species to different light environments. *Ying Yong Sheng Tai Xue Bao*, vol. 15 (3), p. 377-81.
- Gurbuz I., 2003- Antiulcerogenic activity of some plants used as folk remedy in Turkey. *Journal of Ethnopharmacology*, vol. 88(1), p. 93–97.
- Habib N., Ashraf M., Ali Q., Perveen R., 2012- Response of salt stressed okra *Abelmoschus esculentus* Moench) plants to foliar-applied glycine betaine and glycine betaine containing sugarbeet extract. *South African Journal of Botany*, vol. 83, p. 151-158.
- Hajlaoui H., Denden M., Bouslama M., 2006- Effet du chlorure de sodium sur les critères morpho-physiologiques et productifs du pois chiche (*Cicer arietinum* L.). *Ann. INRGREF*, vol. 8, p. 171–187.
- Haleem A., Mohammed M.A., 2007- Physiological aspects of mungbean plant (*Vigna radiata* L. wilczek) in response to salt stress and gibberellic acid treatment. *Res. J. Agric. Biol. Sci*, vol. 3, p. 200-213.
- Hamrouni L., Ben Abdallah F., Abdelly C. and, Ghorbel A., 2008- La culture in vitro : un moyen rapide et efficace pour sélectionner des génotypes de vigne tolérant la salinité. *Comptes Rendus Biologies*, vol. 331(2), pp. 152-16.
- Hanana M., Cagnac O., Zarrouk M., Blumwald E., 2009 - Rôles biologiques des antiports vacuolaires NHX : acquis et perspectives d’amélioration génétique des plantes. *Botanique*, vol. 87(11), p. 1023-1035.
- Hartung W., Wilkinson S., Davies W.J., 1998- Factors that regulate abscisic acid concentrations at the primary site of action at the guard cell. *Journal of Experimental Botany*, vol. 49, p. 361–367.
- Hasegawa P.M., Bressan, R. A., Zhu J. K., Bohnert H. J., 2000- Plant cellular and molecular responses to high salinity. *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology*, vol. 51, p. 463-499 .
- Hendrich B.A., 2006- Flavonoid–membrane interactions: possible consequences for biological effects of some polyphenolic compounds. *Acta Pharm. Sin*, vol. 27, p. 27–40.
- Hermans C., Hammond J.P., White P.J., Verbruggen N. , 2006- How do plants respond to nutrient shortage by biomass allocation?. *Trends Plant Sci*, vol. 11, p. 610–617.
- Hernandez J.A., Almansa M.S., 2002- Short-term effects of salt stress on antioxidant systems and leaf water relations of pea leaves. *Physiologia Plantarum*, vol. 15(2), p. 251-257
- Hernández I., Alegre L., van Breusegem F., Munné-Bosch S., 2009 - How relevant are flavonoids as antioxidant in plants? *Trends Plant Sci*, vol. 14, p. 125–132.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Herrera-Cervera JA., Oufdou K., Ghoulam C., 2011- Effect of salinity on nodulation, nitrogen fixation and growth of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) inoculated with rhizobial strains isolated from the haouz region of morocco. *Symbiosis*, vol. 55, p. 69-75.
- Hochreutimer, B.P.G. 1924. Centres of origin for family Malvaceae. *Candolle* . 2:79.
- Holser R., Bost G., 2004- Hybrid Hibiscus seed oil compositions. *Journal of the American Oil Chemists' Society*, vol. 81(8), p. 795–797, 2004.
- Hong S.Y., Roze L.V., Wee J., Linz J.E., 2013- Evidence that a transcription factor regulatory network coordinates oxidative stress response and secondary metabolism in aspergilli. *Microbiol. Open*, vol. 2, p. 144–160.
- Hsiao TC., La^u uchli A., 1986- A role of potassium in plant–water relations. In: Tinker B, La^u uchli A, eds. *Advances in plant nutrition*, Vol. 2. *New York: Praeger Scientific*, 281–311.
- Hu C.A.A., Delauney A.J., Verma D.P.S., 1992- A bifunctional enzyme (Δ 1-pyrroline-5-carboxylase synthetase) catalyzes the first two steps in proline biosynthesis in plants, *Proc. Natl. Acad. Sci. USA*, vol. 89, p. 9354–9358.
- International Board for Plant Genetic Resources IBPGR. 1991. International Crop Network Series, Report of an International Workshop on Okra Genetic Resources, Rome: *International Board for Plant Genetic Resources*. 5.
- IRD., 2008 Les dossiers thématiques de l'Institut de recherche pour le développement. Les sols sont fragiles. 21p.
- Iyengar E.R.R., Reddy M.P., 1996- Photosynthesis in highly salttolerant plants. In: Pesserkali, M. (Ed.), *Handbook of photosynthesis*. Marshal Dekar, Baten Rose, USA, p. 897-909.
- Jaakola L., Hohtola A., 2010- Effect of latitude on flavonoid biosynthesis in plants. *Plant Cell Environ*, vol. 33, p. 1239–1247
- James R.A., Munns R., Von Caemmerer S., 2006 - Photosynthetic capacity is related to the cellular and subcellular partitioning of Na⁺, K⁺, and Cl⁻ in salt-affected barley and Durum wheat. *Plant, Cell and Environment*, vol. 29, p. 2185-2197.
- Jammes F., Song C., Shin D., Munemasa S., Takeda K., Gu, D., 2009- MAP kinases MPK9 and MPK12 are preferentially expressed in guard cells and positively regulate ROS-mediated ABA signaling. *Proc. Natl. Acad. Sci. U.S.A.* vol. 106, p. 20520–20525. doi: 10.1073/pnas.0907205106.
- Jang J.Y., Kim D.G., Kim Y.O., 2004- An expression analysis of a gene family encoding plasma membrane aquaporins in response to abiotic stresses in *Arabidopsis thaliana*. *Plant Molecular Biology*, vol. 54(5), p. 713-725.
- Jayakannan M., Bose J., Babourina O., Shabala S., Massart A., Poschenrieder C., Rengel Z., 2015- The NPR1-dependent salicylic acid signalling pathway is pivotal for enhanced salt and oxidative stress tolerance in *Arabidopsis*. *Journal of Experimental Botany*, vol. 66(7), p. 1865-1875.
- Karpinski S., Gabrys H., Mateo A., Karpinska B., Mullineaux P.M., 2003- Light perception in plant disease defence signalling, *Curr. Opin. Plant Biol*, vol. 6, p. 390–396.
- Karuppanapandian T., Moon J.C., Kim C., Manoharan K., Kim W., 2011- Reactive oxygen species in plants: their generation, signal transduction, and scavenging mechanisms. *Australian Journal of Crop Science*, vol. 5 (6), p. 709-725.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Katerji N., Van Hoorn J.W., Hamdy A., Mastrorilli M., 2003- Salinity effect on crop development and yield analysis of salt tolerance according to several classification methods. *Agric. Water Management*, vol. 62, p. 37-66.
- Kaya C, Higgs D., Kırnak H., Taş I., 2003- Ameliorative effect of calcium nitrate on cucumber and melon plants drip irrigated with saline water. *Journal of Plant Nutrition*, vol. 26, p. 665-1681.
- Kearns EV., Assmann SM., 1993- The guard cell–environment connection. *Plant Physiology*, vol. 102, p. 711–715.
- Khales A et Baaziz M., 2006- Etude des peroxydases d'écotype d'*Opuntia ficusindica* L. en relation avec le développement dans les conditions de stress salin. Congrès international de Biochimie. Agadir.
- Khosravinejad F., Heydary R., Farboodnia T., 2009- Effect of salinity on organic solutes contents in barley. *Pak. J. Biol.Sci*, vol. 12(2), p. 158-162.
- Kim D., Chun O., Kim Y., Moon H. , Lee C., 2003- Quantification of phenolics and their antioxidant capacity in fresh plums. *J. Agric. Food Chemistry*, vol. 51, p. 6509-6515.
- Kloppmann W., Bourhane A., Asfirane F., 2011- Méthodologie de diagnostic de l'origine de la salinité des masses d'eau, *BRGM, Orléans*, 123p.
- Koca H., Bor M., Ozdemir F., Turkan I., 2007- The effect of salt stress on lipid peroxidation, antioxidative enzymes and proline content of sesame cultivars. *Environ. Exp. Bot.*, vol. 60, p. 344-351.
- Koehler B., Hills A., Blatt M.R., 2003- Control of guard cell ion channels by hydrogen peroxide and abscisic acid indicates their action through alternate signaling pathways. *Plant Physiol*, vol. 131, p. 385-388.
- Kong Y., Zhou G., Wang Y., 2001- Physiological characteristics and alternative respiratory pathway under salt stress in two wheat cultivars differing in salt tolerance. *Russian J. Plant Physiol.* Vol. 48, p. 565-600.
- Kroniewicz L., 2011 - Caractérisation physiologique et fonctionnelle du transporteur anionique atlc-c chez *arabidopsis thaliana*. Thèse de Doctorat, Université de la méditerranée aix-marseille II, p.229.
- Kronzucker H J., Szczerba M W., Schulze L M., Britto D T., 2008- Non-reciprocal interactions between K and Na ions in barley (*Hordeum vulgare* L.). *Journal of Experimental Botany*, vol. 59, p. 1-9.
- Ksouri R., Megdiche W., Debez A., Falleh H., Grignon C., Abdelly C., 2007- Salinity effects on polyphenol content and antioxidant activities in leaves of the halophyte *Cakile maritima*. *Plant Physiol. Biochem*, vol. 45, p. 244–249.
- Kumar R., Patil MB., Patil SR., Paschapur MS., 2009- Evaluation of *Abelmoschus esculentus* mucilage as paracetamol suspension. *Intl. J. Pharm. Tech. Res*, vol. 1, p. 658-665.
- Kumar S., Dagnoko S., Haougui A., Ratnadass A., Pasternak D., Kouame C., 2010- Okra (*Abelmoschus spp.*) in West and Central Africa: potential and progress on its improvement. *African J. Agric. Res*, vol. 5, p. 3590-3598.
- Kwak JM., Mori IC., Pei ZM., Leonhardt N., Torres MA., Dangel JL., Bloom RE., Bodde S., Jones JDG., Schroeder JI., 2003- NADPH oxidase AtrbohD and AtrbohF genes function in ROS-dependent ABA signaling in *Arabidopsis*. *EMBO J* , vol. 22, p. 2623.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Kytridis VP., Manetas Y., 2006- Mesophyll versus epidermal anthocyanins as potential in vivo antioxidants: evidence linking the putative antioxidant role to the proximity of oxy-radical source. *J Exp Bot*, vol. 57, p. 2203–2210
- Laloi C., Apel K., Danon A., 2004- Reactive oxygen signalling: The latest news, *Curr. Opin. Plant Biol*, vol. 7, p. 323–328.
- Lamont W., (1999)- Okra a versatile vegetable crop. *Hort. Technol*, vol. 9, p. 179-184.
- Langmuir D., 1997- Aqueous environmental geochemistry. *Prentice-Hall*. 600 p.
- Laughton M. J., Halliwell B., Evans P. J., Robin J., Hoult S., 1989- Antioxidant and pro-oxidant actions of the plant phenolics quercetin, gossypol and myricetin. *Biochemical Pharmacology*, vol. 38 (17), p. 2859-2865.
- Lee G., Carrow R.N. and Duncan R.R., 2004 - Photosynthetic responses to salinity stress of halophytic *Sesuvium portulacastrum* ecotypes. *Plant Science*, vol. 166, p. 1417-1425.
- Legros J.P., 2009- La salinisation des terres dans le monde. conférence n°4069, Bull., no.40, pp. 257-269.
- Lichtenthaler, H. K., 1987- Chlorophylls and carotenoids: Pigments of photosynthetic biomembranes. *Methods in Enzymology*, vol. 148, p. 350-382.
- Leopoldini M., Russo N., Toscano M., 2011- The molecular basis of working mechanism of natural polyphenolic antioxidants. *Food Chemistry*, 125(2), p. 288-306.
- Lepengue A. N., Mouaragadja I., Ibrahim B., Ake S., M'batchi B., 2012- Réponse du maïs (*Zea mays* var. LG 60) au stress salin : étude de la synthèse de quelques composés biochimiques. *Journal of Animal & Plant Sciences*. Vol. 14(1), p. 1866-1872.
- Levitt J., 1980 -Responses of plant to environmental stress: water, radiation, salt and other stresses. *Academic Press, New York*, p. 365.
- Li Y., 2009- Physiological responses of tomato seedlings (*Lycopersicon esculentum*) to salt stress. *Modern Appl. Sci*, vol. 3, p. 171-176.
- Lillo C., Lea US., Ruoff P., 2008- Nutrient depletion as a key factor for manipulating gene expression and product formation in different branches of the flavonoid pathway. *Plant Cell Environ*, vol. 31, p. 587–601.
- Lim C. W., Baek W., Jung J., Kim J.H., Lee S. C., 2015- Function of ABA in stomatal defense against biotic and drought stresses. *International journal of molecular sciences*, vol. 16(7), p. 15251-15270.
- Liu IM., Liou SS., Lan TW., Hsu FL., Cheng JT., 2005- Myricetin as the active principle of *Abelmoschus moschatusto* lower plasma glucose in streptozotocin-induced diabetic rats. *Planta Medica*, vol. 71, p. 617-621.
- Lloyd J., Kriedemann PE., Aspinall D., 1990- Contrast between Citrus species in response to salinisation: an analysis of photosynthesis and water relations for different rootstock-scion combinations. *Physiol. Plant*, vol. 78, p. 236–246.
- Lohaus G., Hussmann M., Pennewiss K., Schneider H., Zhu J.-J., Sattelmacher B., 2000- Solute balance of a maize (*Zea mays* L.) source leaf as affected by salt treatment with special emphasis on phloem retranslocation and ion leaching. *Journal of Experimental Botany*, vol. 51, p. 1721–1732.
- Luckham P. F., Rossi S., 1999- Colloidal and rheological properties of bentonite suspensions. *Adv. Colloid Interface Sci*, vol. 82, p. 43-92.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Ly M.O., Kumar D., Diouf M., Nautiyal S., Diop T., 2014- Effet de la salinité sur la croissance et la production de biomasse de deux provenances de *Jatropha curcas* L. cultivés en serre. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, vol.8(1), p. 46-56.
- Lycoskoufis I.H., Savvas D., Mavrogianopoulos G., 2005- Growth, gas exchange, and nutrient status in pepper (*Capsicum annuum* L.) grown in recirculating nutrient solution as affected by salinity imposed to half of the root system. *Scientia Horticulturae* , vol.106, p. 147–161.
- Maathuis F.J.M., 2009- Physiological functions of mineral macronutrients. *Curr. Opin. Plant Biol*, vol. 12, p. 250–258.
- Mahajan S., Tuteja N., 2005- Cold salinity and drought stresses. An overview Archives of Biochemistry and Biophysics, vol .444 (2) ,p.139-158.
- Maheux É., 2012- Caractérisation et étude de la régulation d'une isoforme cytosolique de peroxyrédoxine chez les solanacées, maîtrise en sciences biologiques, Université de Montréal. p .17.
- Maksimović I., Putnik-Delić M. , Gani I., Marić J. , Ilin Ž.,2010- Growth, ion composition, and stomatal conductance of peas exposed to salinity. *Open Life Sciences*, vol. 5(5), p. 682-691.
- Manach C., Williamson G., Morand C., Scalbert A., Remesy C. , 2005- Bioavailability and bioefficacy of polyphenols in humans. *Amer. J. Clinical Nutrit*, vol. 81, p. 230-242.
- Manchanda G., Garg N., 2008 - Salinity and its effects on the functional biology of legumes. *Acta Physiologiae Plantarum*, vol. 30(5), p. 595-618.
- Mandhania S., Madan S., Sawhney V.,2006- Antioxidant defense mechanism under salt stress in wheat seedlings. *Biologia Plantarum*, vol. 50 (2), p. 227-231.
- Mansour M.M.F., 1998- Protection of plasma membrane of onion epidermal cells by glycinebetaine and proline against NaCl stress. *Plant Physiology and Biochemistry*, vol.36 (10), p. 767-772.
- Mansour M.M.F., 2000- Nitrogen containing compounds and adaptation of plants to salinity stress. *Biol. Plant*, vol. 43, p. 491-500.
- Maris P. Apse., 2003-Characterization of a family of vacuolar Na⁺/H⁺ antiporters in *Arabidopsis thaliana*. *Plant and Soil*, vol. 00, p. 245–256.
- Marius c., Gerard V., Antoine G., 1997- Le gombo, *Abelmoschus esculentus* (L.) Moench, une source possible de phospholipides. *Agronomie et Biotechnologies, Oléagineux, corps gras, lipides*, vol. 4 (5), p. 389-392.
- Marschner H., 1995- Mineral Nutrition of Higher Plants. 2nd ed. Acad Press, London Martin B, Thorstenson.
- Maury S., 1999- Tobacco O-methyltransferases involved in phenylpropanoid metabolism. The different caffeoyl-coenzyme A/5-hydroxyferuloylcoenzyme A 3/5-O-methyltransferase and caffeic acid/5-hydroxyferulic acid 3/5-O-methyltransferase classes have distinct substrate specificities and expression patterns. *Plant Physiol*, vol. 121, p. 215–223.
- McAinsh MR., Clayton H., Mansfield TA., Hetherington AM., 1996- Changes in stomatal behavior and guard cell cytosolic free calcium in response to oxidative stress. *Plant Physiol*, vol. 111, p. 1031-1042.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- McCormack J.G., Denton R.M., 1993- Mitochondrial Ca^{2+} transport and the role of intramitochondrial Ca^{2+} in the regulation of energy metabolism. *Dev Neurosci*, vol. 15, p.165–73.
- McKenzie R. C., 1975- The classification of soil silicates and oxydes. In : Soil components. ; Inorganic components. Gieseck J. E. eds. *Spring-Verlag, New York, Berlin, Heidelberg*, vol. 2, p. 1-25.
- Medikus F.K., 1787- Ueber einige Kunstliche Geschlechter aus der Malvenfamilie, den der Klasse der, Monadelphien. 45-46.
- MEF., 2013- Biology of Okra. Series of crop specific biology document. Ministry of Environmental and Forest Government of India. p. 1-8.
- Mehani M., Bissati S., Djeroudi O., 2012- Effet d'eau de mer sur deux paramètres hydriques (turgescence et transpiration) de jeunes plants d'*Atriplex canescens* . *J. Mater. Environ. Sci*, vol. 3 (5), p. 840-845.
- Mehdi H., Chaabouni A.C., Boujnah D., Boukhris M., 2010- The response of young pistachio trees grown under saline conditions depends on the rootstock, A no. XX, 2010—XIV GREMPA, Meeting on pistachios and almonds.
- Melidou M., Riganakos K., Galaris D., 2005- Protection against nuclear DNA damage offered by flavonoids in cells exposed to hydrogen peroxide: the role of iron chelation. *Free Radic Biol Med*, vol. 39, p. 1591–1600
- Meneguzzo S., Navari-Izzo F., Izzo R., 1999- Antioxidative responses of shoots and roots of wheat to increasing NaCl concentrations. *J. Plant Physiol*, vol. 155, p. 274-280.
- Mengel K., Kirkby E.A., Kosegarten H., Appel T., 2001- In Principles on Plant Nutrition. Kluwer, Dordrecht.
- Mengel K., Kirkby E.A., 2001- Principles of plant nutrition. Dordrecht: Kluwer Academic Publishers.
- Mering J., 1975- Smectites . Encyclopedia of soil science. Ed. *Springer – Verlag, New York Inc*, p. 97-119.
- Mguis K., Albouchi A., Ouerghi Z., Yakoubi-Tej M., Mahjoub A., Ben Brahim N., 2011- Influence d'une contrainte saline sur la croissance d'*Aegilops geniculata* Roth et du blé dur (*Triticum durum* Desf.).*Acta Botanica Gallica: Botany Letters*, vol. 158(4), p. 553-565.
- Middleton E., 2000- The effects of plant flavonoids on mammalian cells: Implications for inflammation, heart disease and cancer. *Pharm Rev*, vol. 52, p. 673-751.
- Mihretu Y., Wayessa G., Adugna D., 2014- Multivariate Analysis among Okra (*Abelmoschus esculentus* (L.) Moench) Collection in South Western Ethiopia. *Journal of Plant Sciences*, vol. 9(2), p. 43-50.
- Miliauskas G., Venskutonis P.R., Van Beek T.A., 2004- Screening of radicalscavenging activity of some medicinal and aromatic plant extract.*Food chemistry*, vol. 85,p. 231- 23.
- Mishra A., Clark J.H., Pal S., 2008- Modification of okra mucilage with acrylamide: synthesis, characterization, and swelling behavior. *Carbohydr. Poly*, vol. 72, p. 608-615.
- Misirli A., Küden A., Demir G., Gülcan R.,2001- Determination of phenolic compounds in some almond hybrids varying in resistance to *Pseudomonas amygdali*. In: Ak B.E. (ed.). 11 GREMPA Seminar on pistachios and almonds = 11ème Colloque du GREMPA sur le pistachier et l'amandier. Zaragoza. CIHEAM-IAMZ. : 71-86.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Moekchantuk T., Kumar P., 2004- Export okra production in Thailand. Inter-country programme for vegetable IPM in South & SE Asia phase II Food & Agriculture Organization of the United Nations, Bangkok, Thailand.
- Mohameden O M., Driss B., Ali O. M. S., 2011- Etude de l'effet du stress salin (NaCl) chez deux variétés de tomate (Campbell 33 et Mongal). *Int. J. Biol. Chem. Sci*, vol. 5(3), p. 860-900.
- Møller I. M., Jensen P. E., Hansson A., 2007- Oxidative Modifications to Cellular Components in Plants , *Annual Review of Plant Biology*, vol. 58, p. 459-481.
- Moyin-Jesu EI., 2007- Use of plant residues for improving soil fertility pod nutrients root growth and pod weight of okra *Abelmoschus esculentum* L. *Bioresour. Tech*, vol. 98, p. 2057-2064.
- Munns R., 2002- Comparative physiology of salt and water stress. *Plant Cell Environ*, vol. 25, p. 239–250.
- Munns R., 2005- Genes and salt tolerance: bringing them together. *New Phytologist*, vol. 167, p. 645-663.
- Munns R., Tester M., 2008- Mechanisms of salinity tolerance. *Annu. Rev. Plant Biol*, vol. 59, p. 651_681.
- Munns R., Tonnet L., Shennan C., Gardner P.A., 1988- Effect of high external NaCl concentration on ion transport within the shoot of *Lupinus albus*. II. Ions in phloem sap. *Plant, Cell & Environment*, vol. 11, p. 291–300.
- Murakeozy E.P., Nagy Z., Duhaze C., Bouchereau A., Tuba Z., 2003- Seasonal changes in the levels of compatible osmolytes in three halophytic species of inland saline vegetation in Hungary. *J. Plant Physiol*, vol. 160, p. 395–401.
- N'Guessan KP., Fargette D., Fauquet C., Thouvenel JC., 1992- Aspects of the epidemiology of okra leaf curl virus in Cote d'Ivoire. *Tropical Pest Manag*, vol. 38, p. 122-126.
- Naheed, G., Shahbaz M., Akram N.A., Ashraf M., 2008- Interactive effect of rooting medium application of phosphorus and NaCl on plant biomass and mineral nutrients of rice (*Oryza sativa* L.). *Pak. J. Bot*, vol. 40, p. 1601- 1608.
- Nath, P., 1976- Vegetables for the Tropical Region. ICAR. New Delhi.
- Navarro J.M., Flores P., Garrido C., Martinez V., 2006- Changes in the contents of antioxidant compounds in pepper fruits at ripening stages, as affected by salinity. *Food Chem*, vol. 96, p. 66–73.
- Ngasamy P., 2006- World salinization with emphasis on Australia. *Journal of Experimental Botany*, vol. 57, p. 1017-1023.
- Ngoc T., Ngo N., Van T., Phung V., 2008- Hypolipidemic effect of extracts from *Abelmoschus esculentus* L. (Malvaceae) on Tyloxapol-induced hyperlipidemia in mice. *Warasan Pheatchasat*, vol. 35, p. 42–46.
- Nguyen S. T., Paquin R., 1971- Méthodes d'extraction et de purification des acides aminés libres et des protéines de tissus végétaux. *Journal of Chromatography A.*, vol. 61, pp. 349-351.
- Niu G., Rodriguez D.S., Starman T., 2010- Response of bedding plants to saline water irrigation. *Hort Science*, vol. 45 (4), p 628–636.
- Noble C.L., Rogers M.E., 1992- Arguments for the use of physiological criteria for improving the salt tolerance in crops. *Plant Physiol*, vol. 146, p. 99-107.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Noiraud N., Maurousset L., Lemoine R., 2001 -Transport of polyols in higher plants. *Plant Physiology and Biochemistry*, vol. 39, p. 717-728.
- Noreen Z., Ashraf M., Akram NA., 2010- Salt-induced regulation of some key antioxidant enzymes and physio-biochemical phenomena in five diverse cultivars of turnip (*Brassica rapa* L.). *J. Agron. Crop Sci*, vol.196, p.273-285.
- Nunkaew T., Kantachote D., Kanzaki H., Nitoda T., Ritchie R. J.,2014- Effects of 5-aminolevulinic acid (ALA)-containing supernatants from selected *Rhodospseudomonas palustris* strains on rice growth under NaCl stress, with mediating effects on chlorophyll, photosynthetic electrontransport and antioxidative enzymes. *Electronic Journal of Biotechnology*, vol. 17(1), p. 19-26.
- O'Leary J.W., 2002- Adaptive components of salt tolerance, In: Pessaraki M., (Ed.), Handbook of plant and crop physiology, Marcel Dekker Inc., New York, Basel,.
- Olsen KM., Slimestad R., Lea US., Brede C., Løvdaal T., Ruoff P., Verheul M., Lillo C., 2009- Temperature and nitrogen effects on regulators and products of the flavonoid pathway: experimental and kinetic model studies. *Plant Cell Environ*, vol. 32, p. 286–299.
- Ouis M., 2016- recherche des marqueurs biochimiques de la tolerance à la salinité chez le gombo (*Abelmoschus esculentus* L.). Thèse de Doctorat en Sciences Biologiques, Université Oran 1 Ahmed Ben Bella.
- Panda S. K., Sunkar R., 2015 - Nutrient- and other stress-responsive microRNAs in plants: Role for thiol-based redox signaling. *Plant Signaling & Behavior*, vol. 10(4), p.1-3.
- Pang C.H., Wang B.S., 2008- Oxidative stress and salt tolerance in plants. In: Lutge U., Beyschlag W., Murata J., (Eds.), Progress in botany. Berlin: Springer-Verlag.p. 69- 231.
- Parida A., Das A.B., Sanada Y., Mohanty P., 2004- Effects of salinity on biochemical components of the mangrove *Aegiceras corniculatum*. *Aquat. Bot*, vol. 80, p. 77–87.
- Parida A.K., Das A.B., Das P., 2002- NaCl stress causes changes in photosynthetic pigments, proteins and other metabolic components in the leaves of a true mangrove, *Bruguiera parviflora*, in hydroponic cultures. *J. Plant Biol*, vol. 45, p. 28-36.
- Parida A.K., Das A.B., Mittra B., 2004- Effects of salt on growth, ion accumulation, photosynthesis and leaf anatomy of the mangrove, *Bruguiera parviflora*. *Trees-Struct. Funct*, vol 18, p. 167-174.
- Parida A.K., Das A.B., Mohanty P., 2004- Defense potentials to NaCl in a mangrove, *Bruguiera parviflora*: differential changes of isoforms of some antioxidative enzymes. *J. Plant Physiol*, vol. 161, p. 531–542.
- Pédro G., 1994- Les minéraux argileux, 47-64, dans pédologie. 2-Constituants et propriétés du sol. Eds. Duchaufour Ph. et Southier B. Masson, Paris 665p.
- Pei Z.M., Murata Y., Benning G., Thomine S., Klusener B., Allen G.J., Grill E., Schroeder J.I., 2000- Calcium channels activated by hydrogen peroxide mediate abscisic acid signalling in guard cells. *Nature*, vol. 406, p. 731-734.
- Pereira D. M., Valentão P., Pereira J. A. & Andrade B. P., 2009- Phenolics: From chemistry to biology. *Molecules*, vol. 14,p. 2202-2211.
- Perveen S., Shahbaz M., Ashraf M., 2012- Changes in mineral composition, uptake and use efficiency of salt stressed wheat (*Triticum aestivum* L.) plants raised from seed treated with triacontanol. *Pak. J. Bot*, vol. 44, p. 27-35.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Pinheiro HA., Silva JV., Endres L, Ferreira VM., Camara CA., Cabral FF.,Oliveira JF., de Carvalho LWT., dos Santos JM., dos Santos Filho BG., 2008- Leaf gas exchange, chloroplastic pigments and dry matter accumulation in castor bean (*Ricinus communis* L) seedlings subjected to salt stress conditions. *Ind. Crop Prod*, vol. 27, p. 385-392.
- Plett C.D., Møller I.S., 2010- Na⁺ transport in glycophytic plants: what we know and would like to know. *Plant, Cell and Environment*, vol. 33, p. 612–626. doi: 10.1111.
- Puyang X., An M., Han L., Zhang X., 2015- Protective effect of spermidine on salt stress induced oxidative damage in two Kentucky bluegrass (*Poa pratensis* L.) cultivars. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, vol.117, p. 96-106.
- Qhureshi Z., 2007- Breeding investigation in bhendi (*Abelmoschus esculentus* (L.) Moench). Master Thesis, University of Agriculture Sciences, GKVK, Bangalore.
- Quintero F. J., Blatt M. R., 1997- A new family of K⁺ transporters from *Arabidopsis* that are conserved across phyla. *Febs. Letters*, vol. 415, p. 206–211.
- Rashid MH., Yasmin L., Kibria MG., Mollik AKMSR., Hossain SMM., 2002- Screening of okra germplasm for resistance to yellow vein mosaic virus under field conditions. *Pakistan J. Plant Pathol*, vol. 1, p. 61-62.
- Rasool S., Hameed A., Azooz M.M., Rehman M., Siddiqi T.O., Ahmad P., 2013- Salt Stress: Causes, Types and responses of plants In: Ahmad P., Azooz M.M. , Prasad M.N.V.,(Eds.), Ecophysiology and responses of plants under salt stress. *Springer New York Heidelberg Dordrecht London*, p. 1-24.
- Reguieg H.Y., 2007- Effet de la bentonite sur les sols sableux de la région de Mostaganem, étude de comportement d'une association blé-pois chiche. Thèse de Doctorat. Institut National Agronomique El Harrach ALGER.
- Reguieg H.Y., Belkhodja M., Chibani A., 2011- Effect of Bentonite on the sandy soils of arid regions: Study of behavior of an association of wheat and chickpea. *Journal of Environmental Science and Engineering*, vol. 5, p. 1668-1677.
- Reverberi M., Zjalic S., Ricelli A., Fabbri A.A., Fanelli C., 2006- Oxidant/antioxidant balance in *Aspergillus parasiticus* affects aflatoxin biosynthesis. *Mycotoxin Res*, vol. 22, p. 39–47. doi: 10.1007/ BF02954556.
- Rezazadeh A., Ghasemnezhad A., Barani M., Telmadarrehei T., 2012- Effect of salinity on phenolic composition and antioxidant activity on Artichoke (*Cynara scolymus* L.) leaves. *Research Journal of Medicinal Plant*, vol. 6(3), p. 245-252.
- Rochdi A., Lemsellek J., Bousarhal A., Abdellatif R., 2005- Evaluation sous serre de la tolérance à la salinité de quelques porte-greffes d'agrumes : *Citrus aurantium* et deux hybrides de *Poncirus trifoliata* (*Poncirus* x *Citrus sinensis* et *Poncirus* x *Mandarinier sunki*). *Biotechnologie, agronomie, société et environnement*, vol. 9(1), p. 65-73.
- Rohwer J.G., 2012- Guide des plantes tropicales. In : *Delachaux et Niestlé (Eds.)*, p. 266.
- Romero-Aranda R., Soria T., Cuartero S., 2001- Tomato plant-water uptake and plant-water relationships under saline growth conditions. *Plant Sci*, vol 160, p. 265-272.
- Roosen N.H.C.J., Thu T.T., Iskader H.M., Jacobs J., 1998- Isolation of the ornithine-delta-aminotransferase cDNA and effect of salt stress on its expression in *Arabidopsis thaliana*, *Plant Physiol*, vol.117, p. 263–271.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Ryan KG., Swinny EE., Markham KR., Winefi eld C., 2002- Flavonoid gene expression and UV photoprotection in transgenic and mutant *Petunia* leaves. *Phytochemistry*, vol. 59, p. 23–32.
- Sadiqov S. T., Akbulut M., Ehmedov V., 2002- Role of Ca²⁺ in drought stress signaling in wheat seedlings. *Biochem. Moscow*, vol. 67, p. 491–497.
- Saha P., Chatterjee P., Biswas A.K., 2010- NaCl pretreatment alleviates salt stress by enhancement of antioxidant defense system and osmolyte accumulation in mungbean (*Vigna radiata* L. Wilczek). *Indian Journal of Experimental Biology*, vol. 48(6), p. 593-600.
- Saifullah M., Rabbani MG., 2009- Evaluation and characterization of okra (*Abelmoschus esculentus* L. Moench.) genotypes. *SAARC J. Agric*, vol. 7, p. 92-99.
- Sairam R K., Rao K V., Srivastava G C., 2002- Differential response of wheat genotypes to long term salinity stress in relation to oxidative stress, antioxidant activity and osmolyte concentration. *Plant Science*, vol. 163, p. 1037-1046.
- Sakihama Y., Mano J., Sano S., Asada K., Yamasaki H., 2000- Reduction of phenoxyl radicals mediated by monodehydroascorbate reductase. *Biochem Biophys Res Commun*, vol. 279, p. 949–954.
- Saleem M., Ashraf M., Akram NA., 2011- Salt (NaCl)-induced modulation in some key physio-biochemical attributes in okra (*Abelmoschus esculentus* L.). *J. Agron. Crop Sci*, vol. 197, p. 202-213.
- Salehi M., Arzani A., 2014- Evaluation of triticale genotypes for salt tolerance using physiological traits. *Emirates Journal of Food and Agriculture*, vol. 26(3) , p. 277- 283.
- Sanjeet K., Sokona D., Adamou H., Alain R., Dov P., Christophe K. , 2010- Okra (*Abelmoschus* spp.) in West and Central Africa: Potential and progress on its improvement. *African Journal of Agricultural Research*, Vol. 5(25), p. 3590-3598.
- Santos C. V., 2004- Regulation of chlorophyll biosynthesis and degradation by salt stress in sunflower leaves. *Scientia Horticulturae*, vol. 103(1), p. 93-99.
- Savello P.A., Martins F., Hull W., 1980- Nutrition composition of okra seed meals. *J. Agric. Food Chem*, vol. 28, p. 1163-1166.
- Savoure´ A., Thorin D., Davey M., Hua XJ., Mauro S., Van Montagu M., Inze´ D., Verbruggen N., 1999- NaCl and CuSO₄ treatments trigger distinct oxidative defense mechanism in *Nicotiana plumbaginifolia* L. *Plant Cell Environ*, vol. 22, p. 387–396.
- Schroeder J.I., Kwak J.M., Allen,G.J., 2001- Guard cell abscisic acid signalling and engineering drought hardiness in plants. *Nature*, vol. 410, p. 327-330.
- Seghairi N., 2004- Possibilités de rétention des matières organiques par adsorption sur la bentonite. Thèse de Magister en Sciences Hydrauliques, Université de Biskra, 134 p.
- Shahbaz M., Baghizadeh A., Yosefi M., 2010- The salicylic acid effect on the tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.) germination. growth and photosynthetic pigments under salinity stress (NaCl). *Journal of stress physiology and biochemistry*, vol 6, p.4-16.
- Shahbaz M., Mushtaq Z., Andaz F. and Masood A., 2013 - Does proline application ameliorate adverse effects of salt stress on growth, ions and photosynthetic ability of eggplant (*Solanum melongena* L.)?. *Scientia Horticulturae*, vol.164 , p. 507-511.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Shahbaz M., Zia B., 2011- Does exogenous application of glycinebetaine through rooting medium alter rice (*Oryza sativa* L.) mineral nutrient status under saline conditions? *J. Appl. Bot. Food Qual*, vol. 84, p. 54-60.
- Shahbaz, M., Ashraf M., Akram N.A., Hanif A., Hameed S., Joham S., Rehman R., 2011- Salt-induced modulation in growth, photosynthetic capacity, proline content and ion accumulation in sunflower (*Helianthus annuus* L.). *Acta Physiol. Plant*, vol. 33, p. 1113-1122.
- Shamsul A., Arifuzzaman K., 2007- Chemical Analysis of Okra Bast Fiber (*Abelmoschus esculentus*) and its Physico-chemical Properties. *Journal of textile and Apparel, Technology and management*, Vol. 5, p. 4-16
- Shannon M.C., Grieve C.M., 1999- Tolerance of vegetable crops to salinity. *Sci. Hortic*, vol. 78, p. 5-38.
- Shi K., Huang Y. Y., Xia X. J., Zhang Y. L., Zhou Y. H., Yu J. Q., 2006- Protective role of putrescine against salt stress is partially related to the improvement of water relation and nutritional imbalance in cucumber. *J. Plant Nutr*, vol. 31, p. 1820–1831.
- Shibata M., Oikawa K., Yoshimoto K., Goto-Yamada S., Mano S., K.Yamada, M. Kondo, M. Hayashi, W. Sakamoto, Y. Ohsumi, Nishimura M., 2014- Plant autophagy is responsible for peroxisomal transition and plays an important role in the maintenance of peroxisomal quality. *Autophagy*, vol. 10, (5), p. 936-937.
- Shields R., Burnett W., 1960. Determination of protein-bound carbohydrate in serum by a modified anthrone-method. *Anal. Chem.*, (32), p885-886.
- Shin R., Schachtman D., 2004- Hydrogen peroxide mediates plant root response to nutrient deprivation. *Proc. Natl. Acad. Sci. USA*, vol. 101, p. 8827–8832.
- Shui G., Peng L. L., 2004- An improved method for the analysis of major antioxidants of *Hibiscus esculentus* Linn. *Journal of Chromatography A*, vol. 1048, p. 17–24.
- Siddiqi E.H., Ashraf M., Hussain M., Jamil A., 2009- Assessment of intercultivar variation for salt tolerance in safflower (*Carthamus tinctorius* L.) using gas exchange characteristics as selection criteria. *Pak. J. Bot*, vol. 41(5), p. 2251-2559.
- Siemonsma J.S., 1982- West African okra: morphological and cytological indications for the existence of a natural amphiploid of *Abelmoschus esculentus* (L.) Moench and *A. manihot* (L.) Medikus. *Euphytica*, vol. 31, p. 241-252.
- Siemonsma J.S., Hamon S., 2004- *Abelmoschus esculentus* (L.) Moench. In : Ressources végétales de l'Afrique Tropicale 2. Fondation PROTA. Wageningen. Pays-Bas, p.25- 30.
- Siesmonsma J.S., 1991- International Crop Network Series. Report of an international workshop on okra genetic resources. *IBPGR, Rome*. Vol. 5, p. 52-68.
- Sigg J., 1991- Les produits de terre cuite. Editions Septima, Paris, France. 448p.
- Singh N.K., Bracken C.A., Hasegawa P.M., Handa A.K., Buckel S., Hermodson M.A., Pfankoch F., Regnier F.E., Bressan R.A., 1987- Characterization of osmotin. A thaumatin-like protein associated with osmotic adjustment in plant cells. *Plant Physiol*, vol. 85, p 529–536.
- Slama I., Ben Rejeb K., Rouached A., Jdey A., Rabhi M., Talbi O., Debez A., Savouré A., Abdelly C., 2014- Presence of proline in salinized nutrient solution re - enforces the role

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- of this amino acid in osmoregulation and protects lipid membrane peroxidation in *Arabidopsis thaliana*. *Australian Journal of Crop Science*, vol. 8 (10), p. 1367 - 1372.
- Smith S., Stewart GR., 1990- Effect of potassium levels on the stomatal behaviour of the hemiparasite *Striga hermonthica*. *Plant Physiology*, vol. 94, p. 1472–1476.
- Sofo A., Dichio B., Xiloyannis E., Massia A., 2004- Effects of different irrachiance levels on some antioxidant enzymes and on malondialdehyde content during rewatering in olive tree, plant. *Science*, vol. 166, p. 293-303.
- Sorapong Benchasr., 2012- Okra (*Abelmoschus esculentus* (L.) Moench) as a Valuable Vegetable of the World. *Ratar. Povrt*, vol. 49, p.105-112.
- Soualmi N., Belkhodja M., Adda A., 2017- Effect of salt stress on some physiological parameters in *Atriplex halimus* L. *J. Fundam. Appl. Sci*, vol. 9(1), p. 206-216.
- Spychalla J.P., Desborough S.L., 1990- Superoxide dismutase, catalase, and alpha tocopherol content of stored potato tubers. *Plant Physiol*, vol. 94, p. 1214-1218.
- Steudle E., 2000- Water uptake by plant roots: an integration of views. *Plant and Soil*, vol. 226, p. 45–56.
- Stobart A., Griffiths W.T., Ameen-Bukhari I., Sherwood R.P., 1985- The effect of Cd²⁺ on the biosynthesis of chlorophyll in leaves of barley. *Physiologia Plantarum*, vol. 63(3), p. 293-298.
- Stoetzel E., Campmas E., Michel P., Bougariane B., Ouchaou B., Amani F., El Hajraoui M.A., Nespoulet R., 2014- Context of modern human occupations in North Africa: Contribution of the Témara caves data. *Quaternary International*, vol. 320, p. 143-161.
- Sudhakar C., Lakshmi A., Giridarakumar S., 2001- Changes in the antioxidant enzyme efficacy in two high yielding genotypes of mulberry (*Morus alba* L.) under NaCl salinity. *Plant Science*, vol. 161(3), p. 613-619.
- Szaboles I., 1992-Salinization of soils and water and its relation to desertification. *Desertification Control Bulletin*, vol. 21, p. 32-37.
- Taffouo VD., Djiotie N.L., Kenné M., Din N., Priso J.R., Dibong S., Akoa A., 2008- Effects of salt stress on physiological and agronomic characteristics of three tropical cucurbit species. *Journal of Applied Biosciences*, vol. 10, p. 434 – 441.
- Taffouo VD., Kenne M., Fokam TR., Fotsop WO., Fonkou T., Vondo Z., Amougou AKOA., 2004- Réponse au stress salin chez cinq espèces de Légumineuses. *Agron. Afr*, vol. 16, p. 33-44.
- Taiz, L., Zeiger E., 1998- *Plant Physiology* (2nd Edn.) Sinauer Associates, Sunderland, Massachusetts, United States of America.
- Tattini M., Remorini D., Pinelli P., Agati G., Saracini E., Traversi M.L., Massai R., 2006- Morpho-anatomical, physiological and biochemical adjustments in response to root zone salinity stress and high solar radiation in two Mediterranean evergreen shrubs *Myrtus communis* and *Pistacia lentiscus*. *New Phytol*, vol. 170, p. 779–794.
- Tester M., Davenport R.J., 2003- Na⁺ tolerance and Na⁺ transport in higher plants. *Annals of Botany*, vol. 91, p. 503–527.
- Timasheff S.N., Arakawa, T., 1989- Stabilization of protein structure by solvents. In: Creighton T.E., (Eds.), *Protein structure. A practical approach*, Oxford: IRL Press, p. 331-44.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Todorova D., Katerova Z., Sergiev I., Alexieva V., 2013- Role of Polyamines in Alleviating Salt Stress. In: Ahmad P., Azooz M.M., Prasad M.N.V.,(Eds.), *Ecophysiology and Responses of Plants under Salt Stress*, Springer New York Heidelberg Dordrecht London, p. 355-38.
- Tomemori H., Hamamura K, Tanabe K., 2002- Interactive effects of sodium and potassium on the growth and photosynthesis of spinach and komatsuna. *Plant Production Science*, vol. 5, p. 281–285.
- Tounekti T., Vadel A., Onate M., Khemira H., Munne-Bosch S., 2011- Salt induced oxidative stress in rosemary plants: damage or protection?. *Environmental and Experimental Botany*, vol. 71(2), p. 298-305.
- Tracey A.C., Anthony J. M., Sophie A., Roger A., 2003- Potassium activities in cell compartments of salt-grown barley leaves. *Journal of Experimental Botany*, Vol. 54, (383), p. 657-661 DOI: 10.1093/jxb/erg072.
- Tsao R., 2010- Chemistry and biochemistry of dietary polyphenols. *Nutrients*, vol. 2, p. 1231-1246.
- Turan M.A., Elkarim A.H.A., Taban A., Taban, S., 2005- Effect of salt stress on growth and ion distribution and accumulation in shoot and root of maize plant. *Afr. J. Agric. Res*, vol. 5(7), p. 584-588.
- Turan MA., Katkat V., Taban S., 2007- Variations in proline, chlorophyll and mineral elements content of wheat plants grown under salinity stress. *Journal of Agronomy*, vol. 6(1), p. 137-141.
- Udomchalothorn T., Maneeprasobsuk S., Bangyeekhun E., Boon-Long P., Chadchawan S., 2009 -The role of the bifunctional enzyme, fructose-6-phosphate-2-kinase/fructose- 2,6-bisphosphatase, in carbon partitioning during salt stress and salt tolerance in Rice (*Oryza sativa* L.). *Plant Science*, vol. 176(3), p. 334-341.
- Upadhyaya H., Khan M.H., Panda S.K., 2007- Hydrogen peroxide induces oxidative stress in detached leaves of *Oryza sativa* (L.). *General and Applied Plant Physiology*, vol. 33(1-2), p.83-95.
- Vaidyanathan R., Kuruvilla S., homas G. T., 1999- Characterization and expression pattern of an abscisic acid and osmotic stress responsive gene from rice. *Plant Sci*, vol. 140, p. 21-30.
- Van Breusegem F., Dat J.F, 2006- Reactive oxygen species in plant cell death. *Plant Physiol*, vol.141, p. 384–390.
- Van Damme H., Bergaya F., Gatineau L., 1987- Contraintes structurales sur la réactivité dans les argiles et les solides très divisés. *Jour. Chimie Physique*, vol. 84 (9), p. 1075-1082.
- Villora G., Moreno DA., Pulgar G., Romero L., 2000- Yield Improvement in zucchini under salt stress: Determining micronutrient balance. *Sci. Horticult*, vol. 86, p. 175-183.
- Velikova V., Yordanov I., Edreva A. ,2000-Oxidative stress and some antioxidant system in acid rain treated bean plants: protective role of exogenous polyamines. *Plant Science*, vol.151(1), p.59-66.
- Wahid A., Ghazanfar A., 2006- Possible involvement of some secondary metabolites in salt tolerance of sugarcane. *J. Plant Physiol*, vol. 163, p. 723–730.
- Wahome P.K., Jesch H.H., Grittner I., 2001- Mechanisms of salt stress tolerance in two rose rootstocks: *Rosa chinensis* ‘Major’ and *R. rubiginosa*. *Sci. Hort*, vol. 87, p. 207-216.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Walia H., Wilson C., Condamine P., Liu X., Ismail AM., Zeng L., Wamaker SI., Mandal J., Xu J., Cui X., Close TM., 2005- Comparative transcriptional profiling of two contrasting rice genotypes under salinity stress during the vegetative growth stage. *Plant Physiol*, vol. 139, p. 822–835.
- Wei W. X., Bilsborrow P. E., Hooley P., Fincham D. A., Lombi E., Forster B. P., 2003- Salinity induced differences in growth, ion distribution and partitioning in barley between the cultivar Maythorpe and its derived mutant golden promise. *Plant Soil*, vol. 250, p. 183–191.
- White P.J., Karley A.J., 2010- Potassium. In *Cell Biology of Metals and Nutrients*. Edited by Hell, R. and Mendel, R.-R. p. 199–224. *Springer, Heidelberg*.
- White P.J., Broadley M.R., 2003- Calcium in plants. *Annals of Botany*, vol. 92 (4), p. 487-511.
- Winkel-Shirley B., 2002- Biosynthesis of flavonoids and effects of stress. *Curr Opin Plant Biol*, vol. 5, p. 218–223.
- Yaşar A., Esra S., 2012- The effect of salt stress on growth, chlorophyll content, proline and nutrient accumulation, and k/na ratio in walnut. *Pak. J. Bot*, vol. 44(5), p. 1513-1520.
- Yeo A.R., 1998- Molecular biology of salt tolerance in the context of whole plant physiology. *J. Exp. Bot*, vol 49, p. 915-929.
- Yoshiba Y., Kiyosue T., Katagiri T., Ueda H., Mizoguchi T., Yamaguchi-Shinozaki K., Wada K., Harada Y., Shinozaki K., 1995- Correlation between the induction of a gene for γ -aminolipoic acid synthetase and accumulation of proline in *Arabidopsis thaliana* under osmotic stress. *Plant. J*, p. 751–760.
- Yoshida, K., 2002- Plant biotechnology genetic engineering to enhance plant salt tolerance. *J. Biosci. Bioeng*, vol. 94, p. 585–590.
- Zaharuddin N.D., Noordin M.I, Kadivar Ali., 2014- The Use of *Hibiscus esculentus*(Okra) Gum in Sustaining the Release of Propranolol Hydrochloride in a Solid Oral Dosage Form. *BioMed Research International*, Article ID 735891, p. 8.
- Zebib B., 2012- La bioformulation des bioactifs. Application agroalimentaire, Saarbrücken: Presses Académiques Francophones.
- Zeynep Banu D ; Koksall D, Hakan B et Ismail G., 2010- Effects of salt stress on pigment and total soluble protein contents of three different tomato cultivars. *African Journal of Agricultural Research*, Vol. 5(15), p. 2056-2065.
- Zhao. C., Wang. X., Wang. X., Wu. K., Li. P., Chang. N., Wang. J., Wang. F., Li. J., Bi. Y., 2015- Glucose-6-phosphate dehydrogenase and alternative oxidase are involved in the cross tolerance of highland barley to salt stress and UV-B radiation. *Journal of Plant Physiology*, vol. 181(1), p. 83-95.
- Zhu J K., 2001. Plant salt tolerance. *Trends in Plant Science*, vol. 6, p. 66-71.
- Zhu J. K., 2003- Regulation of ion homeostasis under salt stress. *Curr. Opin. Plant. biology*, vol. 6, p. 441_445.
- Zhu J., Meinzer F.C., 1999- Efficiency of C4 photosynthesis in *Atriplex lentiformis* under salinity stress. *Aust. J. Plant Physiol*, vol. 26, p.79-86.
- Zhu J.K., 2002- Salt and drought stress signal transduction in plants. *Annual Review of Plant Biology*, vol. 53, p. 247-73.
- Zhu J.K., Shi J., Singh U., Wyatt S.E., Bressan R.A., Hasegawa P.M., Capita N.C., 1993- Enrichment of vitronectin and fibronectin like proteins in NaCl –adapted plant cells and evidence for their involvement in plasma membrane-cell wall adhesion. *Plant J*, vol. 3, p. 637-646.

ANNEXES

ANNEXE I

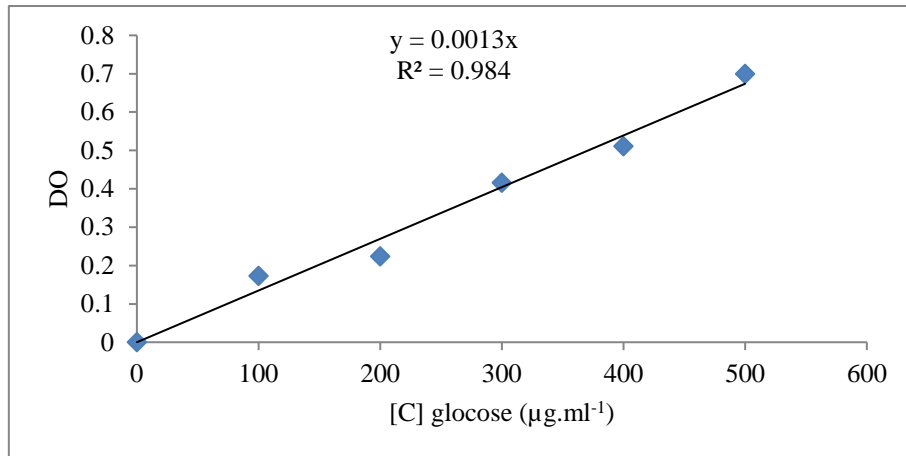


Fig.1. Courbe d'étalonnage des sucres solubles

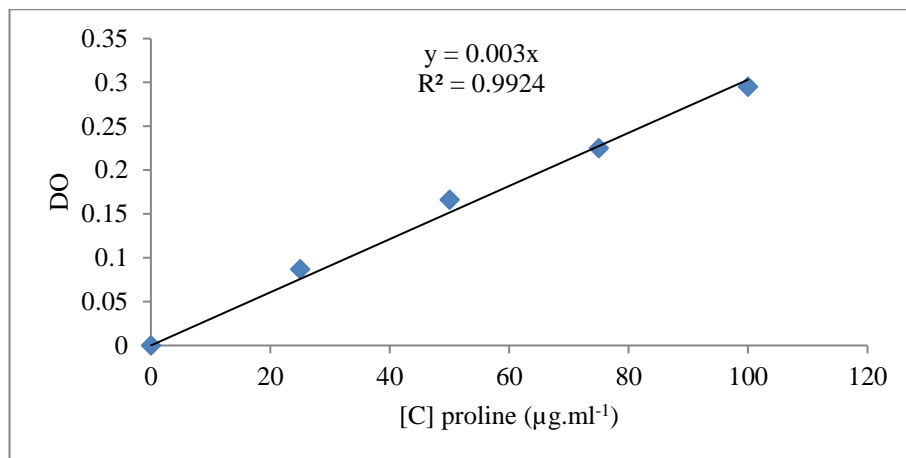


Fig.2. Courbe d'étalonnage de la proline

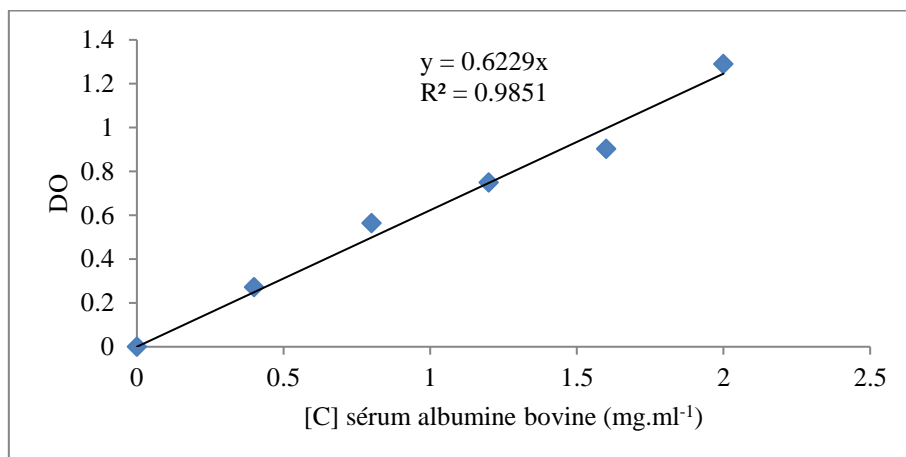


Fig3. Courbe d'étalonnage des protéines totales

ANNEXE I

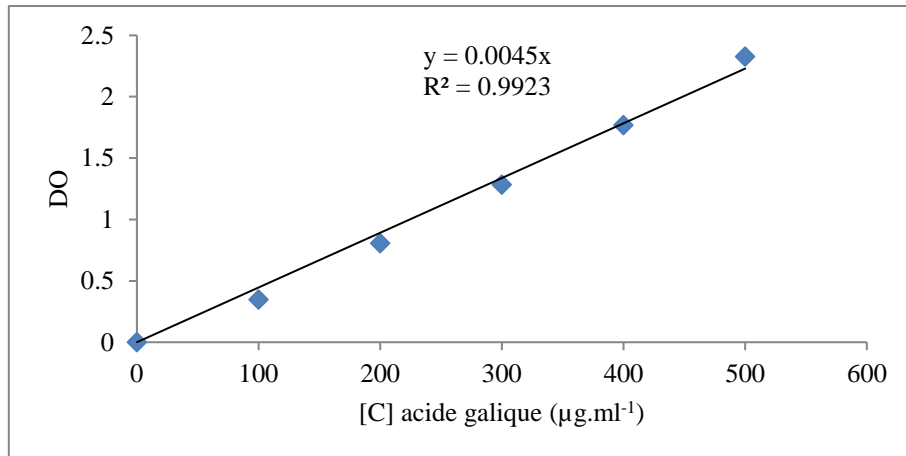


Fig.4. Courbe d'étalonnage des polyphénols totaux

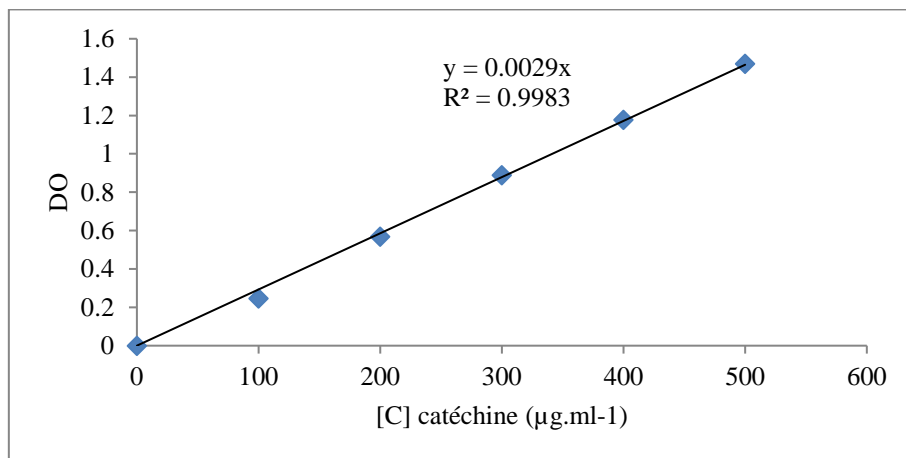


Fig.5. Courbe d'étalonnage des flavonoïdes

ANNEXE II

Tableau1. Analyse de variance ANOVA de l'effet de NaCl et de la bentonite sur RWC des feuilles *d'Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de deux mois.

Paramètre	Effet bentonite (F1)		Effet NaCl (F2)		Interaction (F1×F2)	
	Test f	probabilité	Test f	probabilité	Test f	probabilité
RWC %	4.92	0.019*	8.59	0**	9.73	0**

Tableau2. Analyse de variance ANOVA de l'effet de NaCl et de la bentonite sur RWL des feuilles *d'Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de deux mois.

paramètre	Effet bentonite (F1)		Effet NaCl (F2)		Interaction (F1×F2)	
	Test f	probabilité	Test f	probabilité	Test f	probabilité
RWL	215.93	0**	57.94	0**	44.37	0**

Tableau3. Analyse de variance ANOVA de l'effet de NaCl et de la bentonite sur la conductance stomatique des feuilles *d'Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de deux mois.

paramètre	Effet bentonite (F1)		Effet NaCl (F2)		Interaction (F1×F2)	
	Test f	probabilité	Test f	probabilité	Test f	probabilité
cs	400.17	0**	9680	0**	543.37	0**

Tableau4. Analyse de variance ANOVA de l'effet de NaCl et de la bentonite sur la résistance stomatique des feuilles *d'Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de deux mois.

paramètre	Effet bentonite (F1)		Effet NaCl (F2)		Interaction (F1×F2)	
	Test f	probabilité	Test f	probabilité	Test f	probabilité
rs	718	0**	1897	0**	611	0**

Tableau5. Analyse de variance ANOVA de l'effet de NaCl et de la bentonite sur chlorophylle a des feuilles *d'Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de deux mois.

paramètre	Effet bentonite (F1)		Effet NaCl (F2)		Interaction (F1×F2)	
	Test f	probabilité	Test f	probabilité	Test f	probabilité
Chlorophylle a	23,03	0**	6,54	0**	8,84	0**

Tableau6. Analyse de variance ANOVA de l'effet de NaCl et de la bentonite sur les teneurs en chlorophylle b des feuilles *d'Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de deux mois.

paramètre	Effet bentonite (F1)		Effet NaCl (F2)		Interaction (F1×F2)	
	Test f	probabilité	Test f	probabilité	Test f	probabilité
Chlorophylle b	23,03	0**	6,54	0**	8,84	0**

Tableau7. Analyse de variance ANOVA de l'effet de NaCl et de la bentonite sur les teneurs en caroténoïdes des feuilles *d'Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de deux mois.

paramètre	Effet bentonite (F1)		Effet NaCl (F2)		Interaction (F1×F2)	
	Test f	probabilité	Test f	probabilité	Test f	probabilité
caroténoïdes	37.31	0**	11.84	0**	1.81	0.14

ANNEXE II

Tableau8. Analyse de variance ANOVA de l'effet de NaCl et de la bentonite sur la teneur en sucres solubles des feuilles et racines *d'Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de deux mois

paramètre	Effet bentonite (F1)		Effet NaCl (F2)		Interaction (F1×F2)	
	Test f	probabilité	Test f	probabilité	Test f	probabilité
Sucres solubles	42.98	0**	47.13	0**	33.69	0**

Tableau9. Analyse de variance ANOVA de l'effet de NaCl et de la bentonite sur la teneur en proline des feuilles et racines *d'Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de deux mois.

paramètre	Effet bentonite (F1)		Effet NaCl (F2)		Interaction (F1×F2)	
	Test f	probabilité	Test f	probabilité	Test f	probabilité
proline	44.31	0**	67.76	0**	47.86	0**

Tableau10. Analyse de variance ANOVA de l'effet de NaCl et de la bentonite sur la teneur en protéines totales des feuilles et racines *d'Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de deux mois.

paramètre	Effet bentonite (F1)		Effet NaCl (F2)		Interaction (F1×F2)	
	Test f	probabilité	Test f	probabilité	Test f	probabilité
protéines	45.02	0**	7.62	0**	5.62	0**

Tableau11. Analyse de variance ANOVA de l'effet de NaCl et de la bentonite sur la teneur en MDA des feuilles et racines *d'Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de deux mois.

paramètre	Effet bentonite (F1)		Effet NaCl (F2)		Interaction (F1×F2)	
	Test f	probabilité	Test f	probabilité	Test f	probabilité
MDA	14.47	0**	13.39	0**	5.87	0**

Tableau12. Analyse de variance ANOVA de l'effet de NaCl et de la bentonite sur la teneur en H₂O₂ des feuilles et racines *d'Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de deux mois.

paramètre	Effet bentonite (F1)		Effet NaCl (F2)		Interaction (F1×F2)	
	Test f	probabilité	Test f	probabilité	Test f	probabilité
H ₂ O ₂	45.43	0**	120.57	0**	47.32	0**

Tableau13. Analyse de variance ANOVA de l'effet de NaCl et de la bentonite sur la teneur en polyphénols totaux des feuilles et racines *d'Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de deux mois.

paramètre	Effet bentonite (F1)		Effet NaCl (F2)		Interaction (F1×F2)	
	Test f	probabilité	Test f	probabilité	Test f	probabilité
Plyphénols tot	51.68	0**	56.25	0**	23.14	0**

Tableau14. Analyse de variance ANOVA de l'effet de NaCl et de la bentonite sur la teneur en flavonoïdes des feuilles et racines *d'Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de deux mois.

paramètre	Effet bentonite (F1)		Effet NaCl (F2)		Interaction (F1×F2)	
	Test f	probabilité	Test f	probabilité	Test f	probabilité
flavonoïdes	28.15	0**	15.56	0**	43.93	0**

ANNEXE II

Tableau15. Analyse de variance ANOVA de l'effet de NaCl et de la bentonite sur la teneur en Na⁺ des feuilles et racines d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de deux mois.

paramètre	Effet bentonite (F1)		Effet NaCl (F2)		Interaction (F1×F2)	
	Test f	probabilité	Test f	probabilité	Test f	probabilité
Na ⁺	173.86	0**	59.68	0**	16.84	0**

Tableau16. Analyse de variance ANOVA de l'effet de NaCl et de la bentonite sur la teneur en K⁺ des feuilles et racines d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de deux mois.

paramètre	Effet bentonite (F1)		Effet NaCl (F2)		Interaction (F1×F2)	
	Test f	probabilité	Test f	probabilité	Test f	probabilité
K ⁺	675.42	0**	95.99	0**	236.91	0**

Tableau17. Analyse de variance ANOVA de l'effet de NaCl et de la bentonite sur la teneur en Ca⁺⁺ des feuilles et racines d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de deux mois.

paramètre	Effet bentonite (F1)		Effet NaCl (F2)		Interaction (F1×F2)	
	Test f	probabilité	Test f	probabilité	Test f	probabilité
Ca ⁺⁺	113.51	0**	67.73	0**	57.35	0**

Tableau18. Analyse de variance ANOVA de l'effet de NaCl et de la bentonite sur le ratio K⁺/Na⁺ des feuilles et racines d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de deux mois.

paramètre	Effet bentonite (F1)		Effet NaCl (F2)		Interaction (F1×F2)	
	Test f	probabilité	Test f	probabilité	Test f	probabilité
K ⁺ /Na ⁺	73,55	0**	24,62	0**	33,21	0**

Tableau19. Analyse de variance ANOVA de l'effet de NaCl et de la bentonite sur le ratio en Ca⁺⁺/Na⁺ des feuilles et racines d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de deux mois.

paramètre	Effet bentonite (F1)		Effet NaCl (F2)		Interaction (F1×F2)	
	Test f	probabilité	Test f	probabilité	Test f	probabilité
Ca ⁺⁺ /Na ⁺	111,86	0**	17,63	0**	47,63	0**

ANNEXE III

Tableau1. L'effet de NaCl et de la bentonite sur RWC des feuilles *d'Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de deux mois.

Bentonite (%)	Sans bentonite			3,5% bentonite			7% bentonite		
NaCl (mM.l ⁻¹)	Témoin	100 mM	300mM	0 mM	100 mM	300mM	0 mM	100 mM	300mM
RWC (%) $m \pm \sigma$	92,33±0,77	88,56±1,05	80,38±1,85	83,45±0,75	84,37±3,74	84,67±0,59	86,00±2,14	84,22±3,07	84,92±1,77

Tableau2. L'effet de NaCl et de la bentonite sur RWL des feuilles *d'Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de deux mois.

Bentonite(%)	Sans bentonite			3,5% bentonite			7% bentonite		
NaCl (mM.l ⁻¹)	Témoin	100 mM	300mM	0 mM	100 mM	300mM	0 mM	100 mM	300mM
RWL (mg H ₂ O.cm ⁻² .min ⁻¹) $m \pm \sigma$	0,047±0,003	0,045±0,004	0,020±0,001	0,020±0,002	0,019±0,003	0,020±0,003	0,020±0,003	0,019±0,001	0,017±0,003

Tableau3. L'effet de NaCl et de la bentonite sur la résistance stomatique des feuilles *d'Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de deux mois.

Bentonite(%)	Sans bentonite			3,5% bentonite			7% bentonite		
NaCl (mM.l ⁻¹)	Témoin	100 mM	300mM	0 mM	100 mM	300mM	0 mM	100 mM	300mM
r.s.(m ² s mol ⁻¹) $m \pm \sigma$	3,22±0,57	4,93±0,03	15,16±0,17	1,796±0,05	7,4±0,07	13,12±0,55	2,46±0,12	5,64±0,05	16,48±0,16

Tableau4. L'effet de NaCl et de la bentonite sur la conductance stomatique des feuilles *d'Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de deux mois.

Bentonite(%)	Sans bentonite			3,5% bentonite			7% bentonite		
NaCl (mM.l ⁻¹)	Témoin	100 mM	300mM	0 mM	100 mM	300mM	0 mM	100 mM	300mM
c,s,(mmol.m ⁻² .s ⁻¹) $m \pm \sigma$	579±24,1	424±7,4	57,8±0,8	444±8,9	196,6±8,7	116,8±1,3	428±19,8	251±4,8	14,98±0,7

ANNEXE III

Tableau5. L'effet de NaCl et de la bentonite sur la teneur en chlorophylle a des feuilles d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de deux mois.

Bentonite(%)	Sans bentonite			3,5% bentonite			7% bentonite		
NaCl (mM.l ⁻¹)	Témoin	100 mM	300mM	0 mM	100 mM	300mM	0 mM	100 mM	300mM
chl a (µg.g ⁻¹ PF) m±σ	926±14	844±43	520±95	1105±46	1089±86	1025±193	918±117	949±19	918±82

Tableau6. L'effet de NaCl et de la bentonite sur la teneur en chlorophylle b des feuilles d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de deux mois.

Bentonite(%)	Sans bentonite			3,5% bentonite			7% bentonite		
NaCl (mM.l ⁻¹)	Témoin	100 mM	300mM	0 mM	100 mM	300mM	0 mM	100 mM	300mM
chl b (µg.g ⁻¹ PF) m±σ	235±30	139±17	88±12	173±27	182±18	231±38	178±52	215±24	270±45

Tableau7. L'effet de NaCl et de la bentonite sur la teneur en caroténoïdes des feuilles d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de deux mois.

Bentonite(%)	Sans bentonite			3,5% bentonite			7% bentonite		
NaCl (mM.l ⁻¹)	Témoin	100 mM	300mM	0 mM	100 mM	300mM	0 mM	100 mM	300mM
carot (µg.g ⁻¹ PF) m±σ	284±19	284±16	180±43	382±24	373±31	330±77	301±52	309±12	277±28

Tableau8. L'effet de NaCl et de la bentonite sur la teneur en sucres solubles des feuilles et racines d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de deux mois.

Bentonite(%)	Sans bentonite			3,5% bentonite			7% bentonite			
NaCl (mM.l ⁻¹)	Témoin	100 mM	300mM	0 mM	100 mM	300mM	0 mM	100 mM	300mM	
suc,sol (mg.g ⁻¹ PF) m±σ	Feuilles	18,97±2,32	22,04±2,18	35,83±3,25	29,39±2,26	36,98±1,28	46,50±1,04	30,87±2,38	40,92±3,57	48,05±2,29
	Racines	14,13±1,48	21,58±3,07	23,73±3,29	31,05±1,93	25,57±4,72	10,63±1,13	9,94±2,91	20,32±2,63	47,13±2,06

ANNEXE III

Tableau9. L'effet de NaCl et de la bentonite sur la teneur en proline des feuilles et racines *d'Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de deux mois.

Bentonite(%)		Sans bentonite			3,5% bentonite			7% bentonite		
NaCl (mM.l ⁻¹)		Témoin	100 mM	300mM	0 mM	100 mM	300mM	0 mM	100 mM	300mM
proline (mg.g ⁻¹ PS) m±σ	Feuilles	0,26±0,05	0,25±0,02	0,55±0,05	0,26±0,02	0,35±0,02	0,76±0,1	0,40±0,01	0,57±0,03	0,60±0,03
	Racines	0,23±0,05	0,30±0,03	0,51±0,09	0,30±0,01	0,28±0,03	0,34±0,07	0,60±0,04	0,72±0,07	0,11±0,01

Tableau10. L'effet de NaCl et de la bentonite sur la teneur en protéines totales des feuilles et racines *d'Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de deux mois.

Bentonite(%)		Sans bentonite			3,5% bentonite			7% bentonite		
NaCl (mM.l ⁻¹)		Témoin	100 mM	300mM	0 mM	100 mM	300mM	0 mM	100 mM	300mM
protéines (mg.g ⁻¹ PF) m±σ	Feuilles	14,72±2,58	15,73±2,12	14,12±2,43	21,16±0,43	21,33±1,84	18,32±2,09	16,74±3,17	20,70±1,48	14,26±2,89
	Racines	0,39±0,09	0,77±0,09	0,94±0,09	2,03±0,25	2,03±0,39	1,08±0,20	2,54±0,53	2,27±0,21	1,79±0,33

Tableau11. L'effet de NaCl et de la bentonite sur la teneur en MDA des feuilles et racines *d'Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de deux mois.

Bentonite(%)		Sans bentonite			3,5% bentonite			7% bentonite		
NaCl (mM.l ⁻¹)		Témoin	100 mM	300mM	0 mM	100 mM	300mM	0 mM	100 mM	300mM
MDA (μmol.g ⁻¹ PS) m±σ	Feuilles	1,89±0,26	2,58±0,24	4,24±1,01	2,55±0,42	2,01±0,18	1,71±0,23	2,17±0,24	1,83±0,54	2,48±0,65
	Racines	1,94±0,13	1,62±0,12	1,25±0,15	2,18±0,47	1,70±0,24	1,57±0,14	1,56±0,14	1,28±0,22	1,19±0,16

ANNEXE III

Tableau12. L'effet de NaCl et de la bentonite sur la teneur en H₂O₂ des feuilles et racines *d'Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de deux mois.

Bentonite(%)		Sans bentonite			3,5% bentonite			7% bentonite		
NaCl (mM.l ⁻¹)		Témoin	100 mM	300mM	0 mM	100 mM	300mM	0 mM	100 mM	300mM
H ₂ O ₂ ($\mu\text{mol}\cdot\text{g}^{-1}$ PF) m $\pm\sigma$	Feuilles	50,05 \pm 6,76	106,11 \pm 10,15	246,00 \pm 13,08	26,68 \pm 9,91	108,32 \pm 23,9	188,05 \pm 17,91	48,32 \pm 10,64	47,53 \pm 6,30	24,32 \pm 6,66
	Racines	20,37 \pm 4,00	37,26 \pm 5,37	6,32 \pm 3,16	5,68 \pm 2,70	36,00 \pm 7,16	25,26 \pm 5,96	25,26 \pm 8,24	25,74 \pm 6,52	7,89 \pm 4,18

Tableau13. L'effet de NaCl et de la bentonite sur la teneur en polyphénols totaux des feuilles et racines *d'Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de deux mois.

Bentonite(%)		Sans bentonite			3,5% bentonite			7% bentonite		
NaCl (mM.l ⁻¹)		Témoin	100 mM	300mM	0 mM	100 mM	300mM	0 mM	100 mM	300mM
Polyph- énols (mg.g ⁻¹ PS) m $\pm\sigma$	Feuilles	2,27 \pm 0,21	2,72 \pm 0,15	3,36 \pm 0,19	2,93 \pm 0,35	3,49 \pm 0,26	3,48 \pm 0,31	3,29 \pm 0,34	3,39 \pm 0,12	4,47 \pm 0,11
	Racines	3,08 \pm 0,32	2,43 \pm 0,15	0,53 \pm 0,16	2,51 \pm 0,19	2,03 \pm 0,18	0,76 \pm 0,15	0,76 \pm 0,12	0,96 \pm 0,33	0,95 \pm 0,13

Tableau14. L'effet de NaCl et de la bentonite sur la teneur en flavonoïdes des feuilles et racines *d'Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de deux mois.

Bentonite(%)		Sans bentonite			3,5% bentonite			7% bentonite		
NaCl (mM.l ⁻¹)		Témoin	100 mM	300mM	0 mM	100 mM	300mM	0 mM	100 mM	300mM
Flavon- oïdes (mg.g ⁻¹ PS) m $\pm\sigma$	Feuilles	5,06 \pm 0,27	5,19 \pm 0,30	6,26 \pm 0,50	7,38 \pm 0,38	7,22 \pm 0,57	6,53 \pm 0,31	5,81 \pm 0,21	4,98 \pm 0,10	7,97 \pm 0,23
	Racines	2,15 \pm 0,19	2,30 \pm 0,19	4,93 \pm 0,45	4,57 \pm 0,21	4,12 \pm 0,18	3,04 \pm 0,35	3,44 \pm 0,57	3,41 \pm 0,61	2,88 \pm 0,41

ANNEXE III

Tableau15. L'effet de NaCl et de la bentonite sur la teneur en Na⁺ des feuilles et racines d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de deux mois.

Bentonite(%)		Sans bentonite			3,5% bentonite			7% bentonite		
NaCl (mM.l ⁻¹)		Témoin	100 mM	300mM	0 mM	100 mM	300mM	0 mM	100 mM	300mM
Na ⁺ (mg.g ⁻¹ PS) m±σ	Feuilles	5,08±0,23	6,48±0,96	10,4±0,63	9,84±1,20	12,08±1,95	16,04±0,61	17,04±0,23	17,2±0,57	21,48±1,25
	Racines	4,82±1,29	8,92±0,90	26,12±1,54	26,78±1,00	34,52±1,48	28,38±4,19	33,78±1,48	38,22±0,63	42,96±1,95

Tableau16. L'effet de NaCl et de la bentonite sur la teneur en K⁺ des feuilles et racines d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de deux mois.

Bentonite(%)		Sans bentonite			3,5% bentonite			7% bentonite		
NaCl (mM.l ⁻¹)		Témoin	100 mM	300mM	0 mM	100 mM	300mM	0 mM	100 mM	300mM
K ⁺ (mg.g ⁻¹ PS) m±σ	Feuilles	30,78±1,23	42,3±1,02	41,76±1,05	9,42±2,89	22,18±1,85	42,34±1,86	40,74±1,30	31,04±2,58	20,68±3,21
	Racines	98,52±1,77	92,28±1,71	54,9±4,06	35,66±1,71	40,74±1,63	39,94±1,85	11,62±0,95	19,46±0,95	13,94±0,74

Tableau17. L'effet de NaCl et de la bentonite sur la teneur en Ca⁺⁺ des feuilles et racines d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de deux mois.

Bentonite(%)		Sans bentonite			3,5% bentonite			7% bentonite		
NaCl (mM.l ⁻¹)		Témoin	100 mM	300mM	0 mM	100 mM	300mM	0 mM	100 mM	300mM
Ca ⁺⁺ (mg.g ⁻¹ PS) m±σ	Feuilles	16,9±1,08	21,76±2,14	25,04±1,52	2,84±2,24	15,06±2,28	31,48±1,52	34,78±1,03	29,3±2,59	21,72±1,58
	Racines	17,36±1,69	17,94±1,28	21,7±1,54	16,12±0,64	10,72±1,99	26,52±2,90	5,32±0,82	5,18±1,10	12,58±0,68

ANNEXE III

Tableau18. L'effet de NaCl et de la bentonite sur le ratio K^+/Na^+ des feuilles et racines *d'Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de deux mois.

Bentonite(%)		Sans bentonite			3,5% bentonite			7% bentonite		
NaCl (mM.l ⁻¹)		Témoin	100 mM	300mM	0 mM	100 mM	300mM	0 mM	100 mM	300mM
K^+/Na^+ m±σ	Feuilles	6,07±0,42	6,67±1,16	4,02±0,15	0,96±0,28	1,87±0,27	2,64±0,15	2,39±0,07	1,80±0,13	0,96±0,15
	Racines	21,62±5,50	10,42±0,88	2,11±0,16	1,33±0,07	1,18±0,10	1,42±0,15	0,34±0,02	0,51±0,02	0,33±0,03

Tableau19. L'effet de NaCl et de la bentonite sur le ratio Ca^{++}/Na^+ des feuilles et racines *d'Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de deux mois.

Bentonite(%)		Sans bentonite			3,5% bentonite			7% bentonite		
NaCl (mM.l ⁻¹)		Témoin	100 mM	300mM	0 mM	100 mM	300mM	0 mM	100 mM	300mM
Ca^{++}/Na^+ m±σ	Feuilles	3,33±0,29	3,38±0,21	2,41±0,20	0,28±0,19	1,27±0,26	1,96±0,06	2,04±0,07	1,70±0,15	1,02±0,11
	Racines	3,83±1,09	2,02±0,11	0,83±0,02	0,60±0,04	0,31±0,07	0,96±0,23	0,16±0,03	0,14±0,03	0,29±0,02

ANNEXE V

Tableau1. Matrice de corrélation (ACP) entre : salinité, substrat, RWC, RWL, résistance stomatique (rs) et conductance stomatique (cs).

	Substrat	salinité	RWC	RWL	rs	cs
Substrat	1	-0.000	-0.056	-0.674**	0.024	-0.083
salinité		1	-0.255	-0.380	0.943**	0.903**
RWC			1	0.254	-0.142	0.280
RWL				1	-0.372	0.502**
rs					1	-0.812**
cs						1

Tableau2. Matrice de corrélation (ACP) entre : salinité, substrat, chl a, chlo b et carot.

	Substrat	salinité	chl a	chl b	carot
Substrat	1	-0.000	0.367	0.463*	0.284
salinité		1	-0.380	0.031	-0.403
chl a			1	0.485*	0.961**
chl b				1	0.255
carot					1

Tableau3. Matrice de corrélation (ACP) entre : salinité, proline, protéines et sucres, sous substrat sans bentonite.

	salinité	proline	protéines	Sucres
salinité	1	0.908**	-0.010	0.770**
proline		1	0.006	0.714**
protéines			1	0.360
sucres				1

Tableau4. Matrice de corrélation (ACP) entre : salinité, proline, protéines et sucres, sous substrat 3.5% bentonite.

	salinité	proline	protéines	Sucres
salinité	1	0.663**	0.090	0.074
proline		1	0.304	0.604**
protéines			1	0.648**
sucres				1

ANNEXE V

Tableau5. Matrice de corrélation (ACP) entre : salinité, proline, protéines et sucres, sous substrat 7% bentonite.

	salinité	proline	protéines	Sucres
salinité	1	-0.395	-0.111	0.785**
proline		1	0.130	-0.484*
protéines			1	0.428*
sucres				1

Tableau6. Matrice de corrélation (ACP) entre : salinité, flavonoïdes, H₂O₂, polyphénols et MDA, sous substrat sans bentonite.

	salinité	flavonoïdes	H ₂ O ₂	polyphénols	MDA
salinité	1	0.556**	0.455*	-0.341	0.335
flavonoïdes		1	0.647**	-0.66**	0.530*
H ₂ O ₂			1	0.579*	0.914**
polyphénols				1	0.620**
MDA					1

Tableau7. Matrice de corrélation (ACP) entre : salinité, flavonoïdes, H₂O₂, polyphénols et MDA, sous substrat 3.5% bentonite.

	salinité	flavonoïdes	H ₂ O ₂	polyphénols	MDA
salinité	1	-0.299	0.543*	-0.278	-0.640**
Flavonoïdes		1	0.477*	0.867**	0.476*
H ₂ O ₂			1	0.604**	-0.244
polyphénols				1	0.342
MDA					1

Tableau8. Matrice de corrélation (ACP) entre : salinité, flavonoïdes, H₂O₂, polyphénols et MDA, sous substrat 7% bentonite.

	salinité	flavonoïdes	H ₂ O ₂	polyphénols	MDA
salinité	1	0.18	-0.588*	0.197	0.023
flavonoïdes		1	0.366	0.911**	0.748**
H ₂ O ₂			1	0.489	0.484*
polyphénols				1	0.748**
MDA					1

ANNEXE V

Tableau9. Matrice de corrélation (ACP) entre : salinité, Na⁺, K⁺, Ca⁺⁺, K⁺/Na⁺ et Ca⁺⁺/Na⁺, sous substrat sans bentonite.

	salinité	Na ⁺	K ⁺	Ca ⁺⁺	K ⁺ /Na ⁺	Ca ⁺⁺ /Na ⁺
salinité	1	0.767**	-0.288	0.776**	-0.643**	-0.722**
Na ⁺		1	-0.098	0.398	-0.547*	-0.862**
K ⁺			1	-0.407	0.742**	0.028
Ca ⁺⁺				1	-0.823**	-0.284
K ⁺ /Na ⁺					1	0.648**
Ca ⁺⁺ /Na ⁺						1

Tableau10. Matrice de corrélation (ACP) entre : salinité, Na⁺, K⁺, Ca⁺⁺, K⁺/Na⁺ et Ca⁺⁺/Na⁺, sous substrat 3.5% bentonite.

	salinité	Na ⁺	K ⁺	Ca ⁺⁺	K ⁺ /Na ⁺	Ca ⁺⁺ /Na ⁺
salinité	1	0.138	0.616**	0.864**	0.626**	0.696**
Na ⁺		1	0.725**	0.140	-0.304	-0.344
K ⁺			1	0.718**	0.415*	0.354
Ca ⁺⁺				1	0.751**	0.826**
K ⁺ /Na ⁺					1	0.944**
Ca ⁺⁺ /Na ⁺						1

Tableau11. Matrice de corrélation (ACP) entre : salinité, Na⁺, K⁺, Ca⁺⁺, K⁺/Na⁺ et Ca⁺⁺/Na⁺, sous substrat 7% bentonite.

	salinité	Na ⁺	K ⁺	Ca ⁺⁺	K ⁺ /Na ⁺	Ca ⁺⁺ /Na ⁺
salinité	1	0.272	-0.378	-0.090	-0.384	-0.238
Na ⁺		1	-0.788**	-0.865**	-0.781**	-0.909**
K ⁺			1	0.080	0.979**	0.918**
Ca ⁺⁺				1	0.932**	0.984**
K ⁺ /Na ⁺					1	0.971
Ca ⁺⁺ /Na ⁺						1